

**UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**Identificación de endoparasitosis y determinación de constantes fisiológicas  
en condición de captura temporal de las poblaciones del pingüino de  
Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y cormorán no volador  
(*Phalacrocorax harrisi*) en las Islas Galápagos.**

**Trabajo de Grado presentado como requisito parcial para optar el Título de  
Médico Veterinario Zootecnista.**

**AUTOR**

**Patricio David Carrera Játiva**

**TUTOR**

**Dr. Richar Rodríguez-Hidalgo, Ph.D**

**ASESOR CIENTÍFICO**

**Dr. Gustavo Jiménez-Uzcátegui (Fundación Charles Darwin)**

**Quito, Diciembre, 2012**

## **DEDICATORIA**

*A mis padres, María del Carmen Játiva y Fausto Patricio Carrera, que con esfuerzo y sacrificio permitieron que alcance este sueño. Que Dios les bendiga siempre.*

*A las Islas Galápagos, cuya majestuosidad y grandeza motivaron la realización del presente escrito.*

## AGRADECIMIENTO

Mi infinito agradecimiento a Dios por bendecirme y otorgarme salud y fortaleza en todo momento de mi vida.

Un sincero reconocimiento a la Fundación Charles Darwin, institución cuya invaluable labor encamina al Archipiélago de Galápagos hacia un desarrollo diferente, permitiendo la capacitación de los jóvenes ecuatorianos para la conservación de su Patrimonio Natural. Una merecida mención al Parque Nacional Galápagos, institución que autorizó la ejecución del proyecto. Así mismo, especial reconocimiento a Galápagos Conservantion Trust, organización que otorgó el soporte financiero.

Inmensa gratitud al Centro Internacional de Zoonosis de la Universidad Central del Ecuador, por otorgarme las facilidades para el desarrollo de los procedimientos de laboratorio.

Quiero extender mi más profundo agradecimiento a Doctor Gustavo Jiménez Uzcátegui, quien me brindó la oportunidad de colaborar en su proyecto en calidad de tesista, sin su firme apoyo y confianza, nada de esto hubiese sido posible.

Un especial reconocimiento al Doctor Richar Rodríguez Hidalgo, tutor de tesis, que con paciencia y atención dirigió el proyecto hasta su culminación. De igual forma, agradezco inmensamente a la Licenciada Maritza Celi y a la Bioquímica Paulina Fernández, profesionales del Centro Internacional de Zoonosis, quienes apoyaron en los procedimientos de laboratorio. A sí mismo, a los expertos: Mike Kinsella, Fernando Fredes, Astrid Holzer, Boyko Georgiev, Sharon Deem, Marilyn Cruz y Luis Vasco, por sus atentas recomendaciones.

Un sincero mil gracias a todas las personas que colaboraron en las salidas de campo. A los guarda parques: Franklin Gil, Wilman Valle, Freddy Villalba, Manuel Masaquiza, quienes con esfuerzo y buen humor, hicieron posible culminar con éxito aquellas travesías. Al personal técnico FCD: Carolina García, Ainoha

Nieto y Paul Medranda, por haber colaborado gentilmente en la obtención de los datos y muestras biológicas. Y a la tripulación del Queen Mabel: Eduardo Rosero, Antonio Quimi, Ricardo Rosero, Francisco Santillán y Pedro Alvarado, por su excelente labor en alta mar.

Un especial agradecimiento al Programa de Capacitación y Cooperación Técnica de la Fundación Charles Darwin, dirigido por Luis Molina, quien amablemente gestionó los trámites de la becaria y permanencia en las Islas. A Érica Loor quien gentilmente colaboró en la búsqueda de bibliografía. También, muchas gracias a Alison Llerena, Luís Ortiz y compañeros voluntarios y becarios: Keylla, Ery, Vicky, Juan, Isabel, Santiago, Germán y Marco, quienes siempre me transmitieron confianza y optimismo.

Quiero expresar mi gratitud al Doctor Edison Encalada, cuya motivación, consejos y ayuda, incentivaron el trabajo por la Conservación de Galápagos.

Un eterno agradecimiento a mis padres, que con esfuerzo, dedicación y apoyo constante, permitieron que culmine mi carrera profesional.

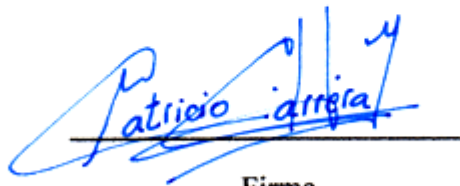
Finalmente, sin querer omitir nombres, infinitas gracias a todos los que participaron en esta investigación. Dios les pague.

## AUTORIZACIÓN DE LA AUTORÍA INTELECTUAL

Yo, Patricio David Carrera Játiva en calidad de autor del trabajo de investigación o tesis realizada sobre “**Identificación de endoparasitosis y determinación de constantes fisiológicas en condición de captura temporal de las poblaciones del pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) en las Islas Galápagos**”, por la presente autorizo a la UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR hacer uso de todos los contenidos que me pertenecen o de parte de los que contienen esta obra, con fines estrictamente académicos o de investigación.

Los derechos que como autor me corresponden, con excepción de la presente autorización, seguirán vigentes a mi favor, de conformidad con lo establecido en los artículos 5, 6, 8; 19 y demás pertinentes de la Ley de Propiedad Intelectual y su Reglamento.

Quito, a los 18 días del mes de Diciembre del 2012.



Firma

**Patricio David Carrera Játiva**

**Cd. N° 1716047723**

## INFORME DE APROBACIÓN DEL TUTOR

En mi carácter de Tutor del Trabajo de Grado, presentado por el señor Patricio David Carrera Játiva para optar el Título de Médico Veterinario y Zootecnista, cuyo título es **“Identificación de endoparasitosis y determinación de constantes fisiológicas en condición de captura temporal de las poblaciones del pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) en las Islas Galápagos”**, considero que dicho Trabajo reúne los requisitos y méritos suficientes para ser sometido a la presentación pública y evaluación por parte del jurado examinador que se designe.

Quito, a los 18 días del mes de Diciembre de 2012.



Firma

**Dr. Richar Rodríguez Hidalgo, Ph.D**

**Cd N° 1712051786**

## HOJA DE APROBACIÓN DEL TRIBUNAL

**“IDENTIFICACIÓN DE ENDOPARASITOSIS Y DETERMINACIÓN DE  
CONSTANTES FISIOLÓGICAS EN CONDICIÓN DE CAPTURA  
TEMPORAL DE LAS POBLACIONES DEL PINGÜINO DE GALÁPAGOS  
(*Spheniscus mendiculus*) Y CORMORÁN NO VOLADOR  
(*Phalacrocorax harrisi*) EN LAS ISLAS GALÁPAGOS”**

**El Tribunal constituido por:**

**PRESIDENTE:** Dr. Miguel Jumbo.

**VOCAL PRINCIPAL:** Dr. Édison Encalada.

**VOCAL PRINCIPAL:** Dr. Julio Soria.

**TUTOR:** Dr. Richar Rodriguez.

**METODÓLOGA:** Dra. Margarita Medina.

Luego de receiptar la presentación del trabajo de grado previo a la obtención del título de Medico Veterinario Zootecnista presentado por el señor: **Patricio David Carrera Jativa**

Con el título:


**“Identificación de endoparasitosis y determinación de constantes fisiológicas en condición de captura temporal de las poblaciones del pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) en las Islas Galápagos”.**

Ha emitido el siguiente veredicto: **APROBADO.**


Quito, 18 de Diciembre del 2012.

**Por constancia de lo actuado firman:**

**PRESIDENTE:** Dr. Miguel Jumbo.


---

---

**VOCAL PRINCIPAL:** Dr. Édison Encalada.

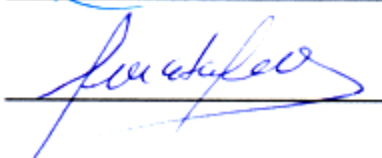
**VOCAL PRINCIPAL:** Dr. Julio Soria.

---

**TUTOR:** Dr. Richar Rodriguez.

**METODÓLOGA:** Dra. Margarita Medina.

---

## ÍNDICE GENERAL

CONTENIDO	PÁGINA
RESUMEN.....	xvi
INTRODUCCIÓN .....	1
CAPÍTULO I.....	2
EL PROBLEMA .....	2
Planteamiento del problema.....	2
Justificación.....	5
CAPITULO II .....	6
MARCO TEORICO.....	6
Antecedentes de la investigación .....	6
<i>Spheniscus mendiculus</i> Sundevall, 1871 .....	6
<i>Phalacrocorax harrisi</i> Rothschild, 1898.....	13
Fundamentación Teórica.....	19
Endoparásitos.....	19
Constantes Fisiológicas Vitales .....	27
Hipótesis.....	35
Caracterización de Variables.....	35
Variables Independientes.....	35
Variables Dependientes .....	36
Definición de términos básicos .....	36
Fundamentación Legal .....	40
CAPITULO III .....	42
METODOLOGÍA .....	42
Determinación de Métodos a Utilizar .....	42
Diseño de Investigación .....	43
Área de Estudio .....	44
Archipiélago de Galápagos.....	44
Sitios de Muestreo .....	46
Población y Muestra.....	48
<i>Spheniscus mendiculus</i> .....	48



<i>Phalacrocorax harrisi</i> .....	49
Operacionalización de Variables.....	51
Técnicas e Instrumentos de Recolección de Datos .....	53
Exámenes clínicos y recolección muestras fecales.....	53
Técnica cualitativa de concentración por flotación simple .....	55
Validez y Confiabilidad de Instrumentos.....	56
Técnicas de Procesamiento y Análisis de Datos .....	57
CAPÍTULO IV .....	58
RESULTADOS.....	58
Resultados <i>Spheniscus mendiculus</i> .....	58
Endoparasitosis Intestinal en <i>S. mendiculus</i> .....	58
Constantes Fisiológicas en <i>S. mendiculus</i> . .....	70
Resultados <i>Phalacrocorax harrisi</i> .....	81
Endoparasitosis Intestinal en <i>P. harrisi</i> .....	81
Constantes Fisiológicas en <i>P. harrisi</i> .....	93
Discusión.....	100
Endoparasitosis Intestinal .....	100
Constantes Fisiológicas .....	106
CAPÍTULO V .....	110
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.....	110
Conclusiones .....	110
Recomendaciones.....	111
REFERENCIAS .....	112
Referencias Bibliográficas .....	112
Referencias Electrónicas .....	123

**ÍNDICE DE ANEXOS**

<b>ANEXO</b>	<b>PÁGINA</b>
A. Matriz de registro de datos clínicos y toma de muestras. ....	125
B. Matriz para registro de laboratorio.....	126
C. Constantes fisiológicas de individuos <i>Spheniscus mendiculus</i> recapturados por monitoreo. ....	127
D. Constantes fisiológicas de individuos <i>Phalacrocorax harrisi</i> recapturados por monitoreo. ....	128
E. Toma de constantes fisiológicas y muestra fecal en <i>Spheniscus mendiculus</i> . .....	129
F. Caja elaborada para la recolección de heces fecales por evacuación espontanea en <i>Spheniscus mendiculus</i> . ....	130
G. Toma de constantes fisiológicas y muestra fecal en <i>Phalacrocorax harrisi</i> . ....	131
H. Técnica flotación simple. ....	132
I. Crustáceos encontrados en heces fecales de <i>Spheniscus mendiculus</i> , Galápagos 2012. ....	134
J. Ácaro encontrado en heces fecales <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Carlos Valle, Galápagos, 2012. ....	135

## ÍNDICE DE TABLAS

TABLA No.	PÁGINA
1. Dimensiones de las partes del cuerpo de <i>S. mendiculus</i> según la edad y sexo.	8
2. Reporte de parásitos gastrointestinales en <i>Spheniscus</i> y <i>Pygoscelis</i> (2003-2010). .....	12
3. Dimensiones de las partes del cuerpo de <i>P. harrisi</i> según el sexo.....	14
4. Reporte de parásitos gastrointestinales en <i>Phalacrocorax</i> (2002-2011). .....	17
5. Muestra estudiada de <i>S. mendiculus</i> por monitoreos según colonias. ....	49
6. Muestra estudiada de <i>P. harrisi</i> por monitoreos según cada colonia.....	50
7. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Spheniscus mendiculus</i> en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012.....	59
8. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Spheniscus mendiculus</i> según el sexo en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012.....	60
9. Determinación de “t student” para el peso de machos y hembras entre no parasitados y parasitados <i>Spheniscus mendiculus</i> , Galapagos, 2012.....	61
10. Determinación de “t student” para el Índice de Masa Coporal entre no parasitados y parasitados <i>Spheniscus mendiculus</i> , Galápagos, 2012.....	62
11. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Spheniscus mendiculus</i> según la valoración del Índice de Masa Corporal en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012. ....	63
12. Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas entre no parasitados (n=141) y parasitados <i>S. mendiculus</i> (n=26), Galápagos, 2012..	64
13. Cálculo de medidas de tendencia central y dispersión para la determinación de las constantes fisiológicas en <i>S. mendiculus</i> , Galápagos 2012. ....	70
14. Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas entre Hembras (n=63) y Machos (n=102) <i>S. mendiculus</i> , Galápagos, 2012. ....	71
15. Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas entre adultos (n=163) y juveniles (n=5) <i>S. mendiculus</i> , Galápagos, 2012. ....	72

16. Correlación entre el peso y las constantes fisiológicas de <i>Spheniscus mendiculus</i> (n=168), Galápagos, 2012.....	73
17. Correlación entre el IMC y las constantes fisiológicas de <i>Spheniscus mendiculus</i> (n=150), Galápagos, 2012.....	77
18. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Phalacrocorax harrisi</i> en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.....	82
19. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Phalacrocorax harrisi</i> según el sexo en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle, y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.....	83
20. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Phalacrocorax harrisi</i> según la edad en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle, y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.....	84
21. Determinación de “t student” para el peso de machos y hembras entre no parasitados y parasitados <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Galapagos, 2012. ....	85
22. Determinación de “t student” para el Índice de Masa Coporal entre no parasitados y parasitados <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Galápagos, 2012. ....	86
23. Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de <i>Spheniscus mendiculus</i> según la valoración del Índice de Masa Corporal en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012. ....	87
24. Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas <i>P. harrisi</i> entre no parasitados (n=84) y parasitados (n=48), Galápagos, 2012. ....	88
25. Cálculo de medidas de tendencia central y dispersión para la determinación de las constantes fisiológicas en <i>P. harrisi</i> , Galápagos 2012. ....	93
26. Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas <i>P. harrisi</i> entre hembras (n=80) y machos (n=54) <i>P. harrisi</i> , Galápagos, 2012. ....	94
27. Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas <i>P. harrisi</i> entre adultos (n=127) y juveniles (n=16) <i>P. harrisi</i> , Galápagos, 2012.....	95
28. Correlación entre el peso y las constantes fisiológicas de <i>Phalacrocorax harrisi</i> (n=143), Galápagos, 2012. ....	96
29. Correlación entre el IMC y las constantes fisiológicas de <i>Phalacrocorax harrisi</i> (n=96), Galápagos, 2012. ....	98

## ÍNDICE DE GRÁFICOS

GRAFICO No.	PÁGINA
1. Pingüino de Galápagos ( <i>Spheniscus mendiculus</i> ).....	9
2. Cormorán no volador ( <i>Phalacrocorax harrisi</i> ).....	15
3. Área de estudio: Isla Isabela y Fernandina, Galápagos, Ecuador. ....	47
4. Tipos de parásitos diagnosticados en <i>Spheniscus mendiculus</i> en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galapagos, 2012 .....	65
5. Huevo de <i>Contracaecum</i> sp. encontrado en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> , Puerto Pajas, Galápagos, 2012 (40x). ....	66
6. Proglótide de Céstodo encontrado en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> , Puerto Pajas, Galápagos (10x). ....	67
7. Quiste de Entamoeba spp. encontrado en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> , Marielas, Galápagos, 2012 (40x). ....	67
8. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> , Marielas, Galápagos (40x). ....	68
9. A. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> (40x), Marielas, Galápagos. B. Ooquiste de Sporozoa en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> teñido con coloración MIF, Marielas, Galápagos (40X). ....	68
10. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de <i>Spheniscus mendiculus</i> teñido con coloración MIF, Marielas, Galápagos (40x). ....	69
11. Diagrama de dispersión para <i>S. mendiculus</i> entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. ....	74
12. Ajuste de la curva de regresión para <i>S. mendiculus</i> entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. ....	74
13. Diagrama de dispersión para <i>S. mendiculus</i> entre el peso corporal vs frecuencia cardíaca, Galápagos, 2012. ....	75
14. Ajuste de la curva de regresión para <i>S. mendiculus</i> entre el peso corporal vs frecuencia cardíaca, Galápagos, 2012. ....	75
15. Diagrama de dispersión para <i>S. mendiculus</i> entre el peso corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012. ....	76

16. Ajuste de la curva de regresión para <i>S. mendiculus</i> entre el peso corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012. ....	76
17. Diagrama de dispersión para <i>S. mendiculus</i> entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. ....	78
18. Ajuste de la curva de regresión para <i>S. mendiculus</i> entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. ....	78
19. Diagrama de dispersión para <i>S. mendiculus</i> entre el índice de masa corporal vs frecuencia cardíaca, Galápagos, 2012. ....	79
20. Ajuste de la curva de regresión para <i>S. mendiculus</i> entre el índice de masa corporal vs frecuencia cardíaca, Galápagos, 2012. ....	79
21. Diagrama de dispersión para <i>S. mendiculus</i> entre el índice de masa corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012. ....	80
22. Ajuste de la curva de regresión para <i>S. mendiculus</i> entre el índice de masa corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012. ....	80
23. Tipos de parásitos diagnosticados en <i>Phalacrocorax harrisi</i> en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012. ....	89
24. A. Huevo de <i>Contracaecum</i> sp. encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Carlos Valle, Galápagos, 2012 (40x). B. Huevo de <i>Contracaecum</i> sp. encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Punta Albemarle 1, Galápagos, 2012 (40x). ....	90
25. A. Huevo de Heterophyidae (Trematoda) encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Playa Escondida, Galápagos (40x). B. Huevo de Heterophyidae (Trematoda) encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Punta Albemarle 2, Galápagos (40x). ....	91
26. Quiste de <i>Entamoeba</i> spp. encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Playa Escondida, Galápagos, 2012 (40x). ....	91
27. A. Ooquiste de <i>Eimeria</i> sp. encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Carlos Valle, Galápagos (40x). B. Ooquistes de <i>Eimeria</i> sp. encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Playa Escondida, Galápagos (40x). ....	92
28. A. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> , Punta Albemarle 2, Galápagos (40x). B. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de <i>Phalacrocorax harrisi</i> teñido con coloración MIF, Punta Albemarle 2, Galápagos (40x). ....	92
29. Diagrama de dispersión para <i>P. harrisi</i> entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. ....	97
30. Ajuste de la curva de regresión para <i>P. harrisi</i> entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. ....	97

31. Diagrama de dispersión para *P. harrisi* entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. .... 99
32. Ajuste de la curva de regresión para *P. harrisi* entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012. .... 99

**UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR**  
**FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**  
**CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

**Identificación de endoparasitosis y determinación de constantes fisiológicas en condición de captura temporal de las poblaciones del pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) en las Islas Galápagos.**

**Autor:** Patricio Carrera Játiva.

**Tutor:** Dr. Richar Rodríguez-Hidalgo (Universidad Central del Ecuador).

**Asesor:** Dr. Gustavo Jiménez-Uzcátegui (Fundación Charles Darwin).

**Fecha:** Diciembre 18, 2012.

**RESUMEN.**

El Pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y Cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) son especies endémicas de las Islas Galápagos, que por su tamaño poblacional estimado inferior a 2000 individuos y su distribución geográfica restringida, se encuentran en la Lista Roja de Especies en Peligro de Extinción. El presente trabajo tuvo como objetivos identificar la fauna parasitaria intestinal y determinar las constantes vitales de estas aves. En total, se capturaron 168 pingüinos y 143 cormoranes en sus colonias reproductivas en las Islas Isabela y Fernandina, de los cuales 26 pingüinos (15,56%; n=167) presentaron endoparasitosis, identificándose géneros como: *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae), *Entamoeba* spp. (Sarcomastigophora: Endamoebidae) y varios ooquistes de Sporozoa (Apicomplexa); mientras que, 48 cormoranes (33,80%; n=142) resultaron positivos, reportándose *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae), Trematoda: Heterophyidae, *Entamoeba* spp. (Sarcomastigophora: Endamoebidae), *Eimeria* sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) y ooquistes de Sporozoa (Apicomplexa). Los valores clínicos durante la captura tanto de temperatura cloacal, frecuencia cardíaca y respiratoria en pingüinos fueron: 39,2 °C ± 0,78, 155 latidos por minuto ± 28,66 y 17 respiraciones por minuto ± 3,75; mientras que para cormoranes, fueron 40 °C ± 73, 111 latidos por minuto ± 22,93 y 19 respiraciones por minuto ± 4,90. Éste es el primer registro de parásitos intestinales y constantes fisiológicas en *S. mendiculus* y *P. harrisi*, en las Islas Galápagos, los cuales podrán ser utilizados en los planes de conservación de estas especies.

**Palabras Clave:** ENDOPARASITOSIS INTESTINAL / CONSTANTES FISIOLÓGICAS / PINGÜINO DE GALÁPAGOS / *Spheniscus mendiculus* / CORMORÁN NO VOLADOR / *Phalacrocorax harrisi*.



**ABSTRACT.**

The Galápagos penguin (*Spheniscus mendiculus*) and the flightless cormorant (*Phalacrocorax harrisi*) are endemic species of the Galápagos Islands, which are on The Red List of Endangered Species Extinction because of their estimated population size of less than 2000 individuals and their restricted distribution. This study aimed to identify the intestinal parasitic fauna and determine vital signs of these birds. In total, 168 penguins and 143 cormorants were captured in their breeding colonies on Isabela and Fernandina Islands, of which 26 penguins (15,56%; n=167) had endoparasites, identifying genera as *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae), *Entamoeba* spp. (Sarcomastigophora: Endamoebidae) and several Sporozoa oocysts (Apicomplexa), whereas, 48 cormorants (33,8%; n=142) were positive, reporting *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae), Trematoda: Heterophyidae, *Entamoeba* spp. (Sarcomastigophora: Endamoebidae), *Eimeria* sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) and Sporozoa oocysts (Apicomplexa). The clinical values during capture as cloacal temperature, heart and respiratory rate in penguins were: 39,2 °C ± 0,78, 155 beats per minute ± 28,66 and 17 breaths per minute ± 3,75; while for cormorants were: 40 °C ± 73, 111 beats per minute ± 22,93 and 19 breaths per minute ± 4,90. This is the first record of intestinal parasites and physiological constants in *S. mendiculus* and *P. harrisi* in the Galápagos Islands, which may be used in the conservation plans of these species.

**Key Words:** INTESTINAL ENDOPARASITES / PHYSIOLOGICAL CONSTANTS / GALÁPAGOS PENGUIN / *Spheniscus mendiculus* / FLIGHTLESS CORMORANT / *Phalacrocorax harrisi*.

## INTRODUCCIÓN

Los cambios antropológicos en el medio ambiente marino están ocasionando la disminución y desaparición de aves marinas a nivel mundial. En Ecuador, tales modificaciones como: el calentamiento global, la pesca incidental, destrucción del hábitat, introducción de enfermedades y el fenómeno natural de El Niño están afectando gravemente las poblaciones de Pingüinos de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y Cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*), especies endémicas de la Región Insular, que se encuentran en las categorías “En Peligro” (EN) y “Vulnerable” (VU) respectivamente, según la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN).

Al desarrollar los planes de conservación de especies en peligro es indispensable conocer el estado de salud de dichos animales. Debido a que existen escasos reportes de parásitos gastrointestinales en estas especies, el presente trabajo tuvo como objetivos identificar taxonómicamente los endoparásitos en heces fecales a través de análisis coproparasitológicos y la determinación las constantes fisiológicas vitales, es decir frecuencia cardíaca, respiratoria y temperatura cloacal, mediante la valoración clínica durante la inmovilización temporal de los individuos.

## **CAPÍTULO I EL PROBLEMA**

### **Planteamiento del problema**

Las Islas Galápagos poseen una diversidad biológica todavía intacta en relación con otros archipiélagos oceánicos (Levéque, 1963; Snell, *et al.*, 2002). La variedad de su fauna es extensa, reflejada por ejemplo con las 181 especies de aves registradas (Jiménez-Uzcátegui & Freire, *in prep.*), en donde, el endemismo a nivel de especies y subespecies aviarias alcanza un 50%, cifra que se incrementa a 58% considerando solamente a las aves marinas (Wiedenfeld, 2006). Hasta el día de hoy, no se ha evidenciado la extinción de alguna especie de ave en el archipiélago, con excepción de desapariciones locales en ciertas islas (Harris, 1984; Jiménez-Uzcátegui, *et al.*, 2011).

A nivel mundial, sin embargo, el grupo de las aves marinas se encuentran ampliamente amenazadas (Birdlife International, 2012). El detrimento es causado principalmente por acción del ser humano, debido a pérdida y fragmentación del hábitat, cacería, pesca incidental, contaminación, depredación por especies introducidas, cambio climático global, introducción y diseminación de patógenos. Además, de otras causas como desastres naturales y la disminución de diversidad genética (Granizo, 2002; Santander, *et al.*, 2006; Wiedenfield & Jiménez-Uzcátegui, 2008; Birdlife International, 2012).

Actualmente, el aumento y expansión de población humana se encuentran modificando y desapareciendo numerosos hábitat naturales debido a las malas prácticas en la agricultura y ganadería, la migración, el comercio descontrolado y el cambio climático global, acarreado un incremento en el surgimiento de enfermedades emergentes (Daszak *et al.* 2000; Deem, 2001; Cleaveland, 2003;

Saggese, 2007). La mayoría de microorganismos como bacterias, virus, hongos y parásitos son oportunistas que se distribuyen mundialmente, pudiendo intervenir en la sobrevivencia, reproducción y movimiento de las poblaciones huéspedes, ya que infectan una amplia variedad de hospedadores (Altizer, 2003; Wikelski, *et al.*, 2004; Parker, *et al.* 2006 citando a Scott, 1988). “Cuando aumenta el contacto entre la población humana, los animales domésticos y fauna silvestre, se genera mayor exposición a patógenos, constituyendo nuevos vectores, reservorios y hospedadores, que amenazan a muchas especies, incluso a los seres humanos” (Deem, *et al.*, 2001). En este contexto, las poblaciones silvestres endémicas en islas son especialmente vulnerables a enfermedades emergentes, ya que al ser pequeñas y aisladas, presentan limitada resistencia a estas, siendo incapaces de recuperarse frente a la exposición de nuevos patógenos (Lindström, *et al.*, 2009).

Las enfermedades causadas por agentes parasitarios representan uno de problemas de sanidad más frecuentes que afectan a las aves silvestres (Wobeser, 2008). Los efectos que producen varían de infecciones subclínicas hasta la muerte, cuando son combinados con periodos de inanición y otras formas de estrés (Clarke & Kerry, 2000). También pueden interferir negativamente en el comportamiento y desempeño reproductivo de las aves, ya que los recursos energéticos destinados a la reproducción son empleados para el mantenimiento del organismo y reparación del daño (Wobeser, 2008).

El Pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y el Cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) son especies endémicas del Ecuador (Swarth, 1931), es decir, no se encuentran en ninguna otra parte del mundo. Debido a su pequeño tamaño poblacional y restringida extensión geográfica se encuentran en la Lista Roja de Especies Amenazadas, en las categorías “En Peligro” y “Vulnerable”, respectivamente según la UICN (BirdLife International, 2012a, 2012b). Factores como el cambio climático y desastres naturales como el Fenómeno de El Niño han ocasionado la reducción de sus recursos alimenticios, generando un aumento de la mortalidad, baja tasa de reproducción y susceptibilidad (Vargas, 2006; Santander, *et al.*, 2006; Wiedenfeld & Jiménez-Uzcátegui, 2008). Otras amenazas constituyen las actividades humanas, como la pesca incidental, contaminación de

su hábitat, introducción de depredadores y enfermedades (Wiedenfeld & Jiménez-Uzcátegui, 2008). Además, se ha demostrado que como es usual en poblaciones endémicas, los Pingüinos de Galápagos poseen una baja diversidad genética (Akst, *et al.*, 2002; Nims, *et al.*, 2008), pudiendo estar limitada su evolución en respuesta a cambios ambientales, ya sea por depredadores, calentamiento global, contaminación, parásitos y enfermedades, lo que aumenta su riesgo de extinción (Frankham, 1996). Situación que puede ser más favorable para el Cormorán no volador, ya que se ha evidenciado una amplia diversidad de genes sin embargo poseen una baja dispersión (Duffie, *et al.*, 2009).

Las aves domésticas (*Gallus gallus*, *Columba livia*, *Anas*, entre otras) son potenciales diseminadores de los patógenos a la fauna silvestre (Parker, *et al.*, 2006). En las Islas Galápagos, se ha evidenciado presencia de parásitos y otras enfermedades en Galliformes (Gottdenker, *et al.* 2005). A pesar que estudios sugieren que el Pingüino de Galápagos y el Cormorán no volador todavía no han sido expuestos a estos patógenos, su riesgo de transmisión es real (Travis, *et al.*, 2006a, 2006b).

Para enfocar los esfuerzos en conservación, es importante establecer una línea base de aquellos patógenos que son nativos para las islas, permitiendo diferenciar de los organismos nuevos e introducidos (Lindström, *et al.*, 2009). A lo largo de la historia, las enfermedades de la fauna silvestre han sido tomadas en cuenta solo cuando afectan a la agricultura o salud humana (Parker, *et al.* 2006). En Galápagos, históricamente varios estudios se han realizado acerca de la parasitosis, resultando positivas varias especies de aves como la Paloma de Galápagos (*Zenaida galapagoensis*; Padilla, *et al.*, 2004), el Pinzón Pequeño de Árbol (*Camarhynchus parvulus*; McQuiston & Wilson, 1988), el Albatros de Galápagos (*Phoebastria irroata*; Padilla *et al.*, 2003; Sarsoza *in prep*), entre otros. Sin embargo, todavía existe desconocimiento sobre la fauna parasitaria y otros agentes infecciosos en las Islas Galápagos (Wikelski, *et al.*, 2004; Lindström, *et al.*, 2009). Finalmente, debido a la presentación de enfermedades en especies en peligro de extinción y en los seres humanos, es necesario, a nivel mundial un aumento de la

participación de médicos veterinarios en estudios de poblaciones silvestres para conocer el impacto que estas pueden generar (Parker, *et al.* 2006).

### **Justificación**

El Pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*) y Cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*) son especies endémicas del Ecuador, ubicadas en las Islas Galápagos (Swarth, 1931), que al encontrarse en La Lista Roja de Especies Amenazadas en las categorías “En Peligro” y “Vulnerable” (BirdLife International, 2012a, 2012b) están sujetas a un programa permanente de monitoreo para evaluar su estado poblacional.

Cuando la fauna silvestre se encuentra en peligro de extinción, entre otras acciones, es de vital importancia realizar estudios que permitan comprender y evaluar su estado de salud, a fin de tomar medidas prácticas para su conservación (Deem *et al.*, 2001). En este contexto, los parásitos y su biodiversidad se convierten en indicadores útiles del estado de salud de la población, ya que permiten proporcionar información sobre los ciclos de vida potenciales, posible fuente de infección y detección de organismos emergentes (Greiner & Ritchie, 1994; Zucca & Delogu, 2010).

Al realizar la investigación sobre endoparasitosis, se contribuye a la valoración del estado de salud de las aves referidas, permitiendo a su vez aportar con información de la presencia de los parásitos en las Islas Galápagos, ya que, existe limitada evidencia de estudios relacionados a endoparasitosis gastrointestinales.

Además, en estas especies no existe documentación de parámetros fisiológicos y por su frágil condición, no es factible obtener sus valores basales. Por lo tanto, al establecer un rango referencial de las constantes fisiológicas en condiciones de captura temporal, junto con datos de bioquímica y hematología existentes (Travis, *et al.*, 2006a, 2006b) se colabora en la identificación temprana de alteraciones y procesos mórbidos en los animales, que servirán para tomar acciones oportunas a fin de evitar la propagación de agentes causales en las poblaciones.

## CAPITULO II MARCO TEORICO

### **Antecedentes de la investigación**

#### ***Spheniscus mendiculus* Sundevall, 1871**

*Spheniscus mendiculus*, comúnmente llamado Pingüino de Galápagos, es una de las cuatro especies del género *Spheniscus*, emparentado cercanamente con *S. humboldti* (Bollmer, *et al.*, 2007). Es endémico de Ecuador y constituye el único pingüino cuyo rango de distribución alcanza el hemisferio norte y nidifica enteramente en la zona tropical (Swarth, 1931; Harris, 1973; Harris, 1974a; Castro & Phillips, 1996).

#### **Distribución.**

Aproximadamente el 90% la población de *S. mendiculus* se encuentra en las costas occidentales de las Islas Isabela y Fernandina, posiblemente debido a los recursos alimenticios por afloramientos por la Subcorriente Ecuatorial (Boersma, 1977). Su población restante se halla en Floreana, Bartolomé y Santiago (Harris, 1973; Harris, 1974a; Boersma, 1977; Castro & Phillips, 1996; Bungham, 2000; Jiménez-Uzcátegui & Wiedenfeld, 2002).

#### **Características Morfológicas.**

Con respecto a sus características morfológicas, el *S. mendiculus* constituye el más pequeño de los pingüinos de América del Sur, con un promedio menor a 50

cm de longitud y 2,5 kg de peso (Castro & Phillips, 1996; Bungham, 2000). Los individuos adultos son de color negro dorsalmente y blanco ventralmente, con las partes inferiores blancas bordeadas por una línea oscura que rodea la parte superior del pecho, por debajo de los flancos hasta la cola. (Harris, 1974a; Boersma, 1977; Castro & Phillips, 1996; Bungham, 2000). Poseen una delgada banda blanquecina que se dirige desde la garganta hasta la cabeza, alcanzando las comisuras externas de los ojos (Boersma, 1977; Bungham, 2000). La mandíbula superior es de color rojo y el resto del pico y piel circundante es amarillo rosáceo (Bungham, 2000).

De acuerdo a la edad, el color de los ojos varía de gris oscuro en juveniles a rosado claro en adultos (Boersma, 1977; Bungham, 2000). Los juveniles son más grises, sin líneas blancas faciales y corporales, conteniendo parches blanquecinos en los lados de la cabeza (mejillas) y barbilla (Boersma, 1977; Castro & Phillips, 1996; Bungham, 2000). Su pico normalmente es más oscuro que de los adultos, careciendo de la banda amarilla en la mandíbula inferior (Bungham, 2000). Después de la primera muda, alrededor del sexto mes de edad, poseen el plumaje típico del adulto (Boersma, 1977).

Los machos poseen apariencia más marcada y un rosado más intenso alrededor de la base de la mandíbula y ojos (Boersma, 1977). Además, poseen un mentón blanco más llamativo y amplio, con menos manchas que las hembras (Bungham, 2000). Las hembras son ligeramente más pequeñas que los machos, pero tienen un plumaje similar. Las uñas de los pies son más largas en machos adultos y juveniles que de las hembras (Boersma, 1977). El peso de los adultos es mayor que los juveniles; mientras que en los machos es ligeramente mayor que las hembras (Boersma, 1977; Castro & Phillips, 1996; Bungham, 2000). Son sexualmente dimórficos (no muy marcado) y pueden ser distinguidos por tamaño, peso, medidas de las partes del cuerpo y comportamiento (Boersma, 1977). (Tabla No. 1).



**Tabla No. 1: Dimensiones de las partes del cuerpo de *S. mendiculus* según la edad y sexo.**

Dimensiones	Machos	Hembras	Juveniles
Longitud del Pico (mm)	58,4 ± (.2)	54.0± (.2)	54.9 ± (.4)
Ancho del Pico (mm)	19.8 ± (.2)	16.7 ± (1)	16.5 ± (.2)
Longitud del Ala (mm)	118,7 ± (.6)	113.2 ± (.6)	117.3 ± (1.3)
Una de la pata (mm)	16,4 ± (.1)	15.1 ± (.1)	16.0 ± (.1)
Peso (g)	2182.6 ± (28.5)	1870.2 ± (23.0)	1900.8 ± (70.6)

**Fuente: Boersma, 1977.**

### **Alimentación.**

*Spheniscus mendiculus* forrajea por alimento cerca de las aguas costeras, pudiéndose alejarse hasta 1.1 km. (Vargas, 2006). Su alimentación es variada y oportunista, alimentándose de presas menores de 30 milímetros e incluso larvas de peces (Steinfurth, 2007). Su dieta consiste en peces como lisas (*Mugil* sp.), sardinas de 1 a 15 centímetros de longitud (*Sardinops sagax*), anchoas (*Cetengraulis mysticetus*) y algunas especies de crustáceos (Harris, 1974a; Boerma, 1977, Bungham, 2000; Steinfurth, 2007).



**Gráfico No. 1: Pingüino de Galápagos (*Spheniscus mendiculus*).**

### **Parasitismo.**

En el Pingüino de Galápagos, se ha identificado la presencia de *Plasmodium* sp. en 19 de 362 individuos a través de análisis moleculares y filogenéticos (Levin. *et al.*, 2009). Se ha aislado microfilaria en 5 de 298 individuos muestreados a través de frotis sanguíneos, análisis fenotípicos y filogenéticos (Merkel *et al.*, 2007). Y Deem *et al.* (2010) demostró exposición a *Toxoplasma gondii* en 7 de 298 aves por medio de técnicas serológicas de aglutinación.

También, existe un reporte de endoparasitosis intestinal realizado en el 2004, en el cual se tomaron muestras fecales frescas de 11 individuos, colectadas oportunamente durante su captura. Las muestras fueron preservadas en vías criogénicas con dicromato de potasio y/o formalina. Su análisis se ejecutó mediante microscopia a través de las técnicas de flotación y sedimentación (University of Georgia, Athens, Georgia USA). Las muestras fecales fueron negativas para huevos de helmintos y larvas de nematodos, pero en un pingüino de once se detectó tres oocistos de *Eimeria* (17 x 16  $\mu$ m) (Vargas, 2006).

En otras especies del género *Spheniscus* se han realizado varias investigaciones sobre endoparasitosis. En los Pingüinos de Humboldt (*Spheniscus humboldti*) y de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) en las costas del centro y centro sur de Chile, se aisló helmintos como: *Tetrabothrius lutzi*, *Tetrabothrius eudyptidis*, *Cardiocephaloides physalis*, *Contracaecum pelagicum*, *Contracaecum heardi* y *Ascaridia* spp. en individuos colectados en necropsias y mediante exámenes coproparasitarios utilizando métodos tradicionales de flotación (González-Acuña *et al.*, 2008a). Otro estudio empleando técnicas similares efectuado en el Pingüino de Magallanes en Brasil detectaron presencia del trematodo *Cardiocephaloides* (Medeiros & Amato, 2010). También, Pazos *et al.* (2003) examinaron especímenes muertos del Pingüino de Magallanes (Chubut, Argentina) e identificaron taxonómicamente la fauna parasitaria, analizando el tracto digestivo de 9 individuos de diferentes edades colectados durante la temporada reproductiva. Se halló 6 especies de helmintos: *Contracaecum* sp., *Contracaecum pelagicum*, *Cosmocephalus obvelatus*, *Tetrabothrius lutzi*, *Cardiocephaloides* sp. y *Corynosoma*. Otro trabajo realizado por Díaz, *et al.* (2010) en el Pingüino de Magallanes (Patagonia, Chubut, Argentina) identificó: *Tetrabothrius lutzi*, *Cardiocephaloides physalis*, *Contracaecum pelagicum*, *Cosmocephalus obvelatus* y *Corynosoma* sp. mediante necropsias.

En polluelos de Pingüino de Papua (*Pygoscelis papua*) en la zona Antártica se ha identificado la presencia de *Streptocara* spp, *Contracaecum* spp, escólex de tenias y huevos de *Tetrabothrius* spp. a partir de la recolección de aparatos digestivos completos de individuos muertos. El análisis se basó en métodos de observación directa, cualitativos de flotación, sedimentación y técnica de Ziehl Neelsen. Los endoparásitos encontrados fueron medidos, registrados gráficamente y posteriormente identificados mediante claves taxonómicas (Fredes *et al.*, 2006). En otro estudio en esta especie realizado por Fredes *et al* (2007) (Munita, Chile), se identificó la presencia de huevos de *Tetrabothrius* spp. y *Contracaecum* spp. mediante la recolección individual de muestras fecales directamente de la cloaca de 100 individuos y muestras de órganos de 10 polluelos muertos dentro de las 24 horas, las cuales fueron preparadas en formol aldehído al 10% y analizadas

usando las técnicas de flotación, sedimentación y Ziehl-Neelsen. Se obtuvieron valores del tamaño de los parásitos encontrados y microfotografías para su identificación

Fredes *et al.* (2007) demostró la presencia de *Cryptosporidium* spp. en 11 muestras de un total de 167 individuos pingüinos Adelia (*Pygoscelis adeliae*) en la zona Antártica, mediante la recolección de heces directamente de la cloaca, fijación en formol aldehído 10% a 4°C y coloración Ziehl-Neelsen. Posteriormente en la misma especie Fredes *et al.* (2008) reportaron huevos de *Tetrabothrius* spp, ooquistes de la clase Sporozoa y un cestodo del Orden Cyclophyllida sin escolex en 22 muestras de heces (n=167); y, a través del examen directo de estómagos de 9 polluelos encontrados muertos detectaron *Tetrabothrius* spp. y *Streptocara* spp (Tabla No.2).

### **Constantes Fisiológicas.**

La temperatura corporal de un ave clínicamente normal varía entre 40 y 41 °C (Samour, 2010). En el pingüino de Adelia (*Pygoscelis adeliae*), el rango de la temperatura del cuerpo se ha registrado en 37,8 – 39,9 °C, en Papua (*Pygoscelis papua*) 38,8 °C y en Emperador (*Aptenodytes forsteri*) 38,1 – 39,0 °C (Clarke & Kerry, 2000 citando a Aguilera, *et al.* 1993 y Boyd & Sladen, 1971).

De acuerdo a Cranfield (2003), el promedio de peso de los Pingüinos de Galápagos es de 2,0 a 2,5 Kg, y según Harrison & Ritchie (1994), la frecuencia cardiaca y respiratoria normal de una ave de 2,0 Kg durante la inmovilización es de 110 – 175 latidos por minuto y 20 – 30 respiraciones por minuto correspondientemente.

**Tabla No. 2: Reporte de parásitos gastrointestinales en *Spheniscus* y *Pygoscelis* (2003-2010).**

Genero Endoparásito	Hospedador	Técnica	Distribución	Referencia
<b>NEMATODA</b>				
<i>Ascaridia</i>	<i>Spheniscus humboldti</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> , 2008a
<i>Contracaecum</i>	<i>S. magellanicus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> , 2008a
		Necropsia	Argentina	Pazos, <i>et al.</i> , 2003
		Necropsia	Argentina	Díaz, <i>et al.</i> , 2010
	<i>S. humboldti</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> , 2008a
	<i>Pygoscelis papua</i>	Necropsia	Antártica	Fredes <i>et al.</i> , 2006, 2007.
<i>Cosmocephalus</i>	<i>S. magellanicus</i>	Necropsia	Argentina	Pazos, <i>et al.</i> , 2003
		Necropsia	Argentina	Díaz, <i>et al.</i> , 2010
<i>Streptocara</i>	<i>P. papua</i>	Necropsia	Antártica	Fredes <i>et al.</i> , 2006
	<i>P. adeliae</i>	Necropsia	Antártica	Fredes, <i>et al.</i> , 2008
<b>ACANTOCEPHALA</b>				
<i>Corynosoma</i>	<i>S. magellanicus</i>	Necropsia	Argentina	Pazos, <i>et al.</i> , 2003
		Necropsia	Argentina	Díaz, <i>et al.</i> , 2010
<b>CESTODA</b>				
<i>Tetrabothrius</i>	<i>S. magellanicus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> , 2008a
		Necropsia	Argentina	Pazos, <i>et al.</i> , 2003
		Necropsia	Argentina	Díaz, <i>et al.</i> , 2010
	<i>S. humboldti</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> , 2008a
	<i>P. papua</i>	Necropsia	Antártica	Fredes <i>et al.</i> , 2006.
		Flotación	Antártica	Fredes <i>et al.</i> , 2007.
	<i>P. adeliae</i>	Necropsia	Antártica	Fredes, <i>et al.</i> , 2008
		Flotación	Antártica	Fredes, <i>et al.</i> , 2008
Cyclophyllida	<i>P. papua</i>	Necropsia	Antártica	Fredes <i>et al.</i> , 2006
	<i>P. adeliae</i>	Flotación	Antártica	Fredes, <i>et al.</i> , 2008
<b>TREMATODA</b>				
<i>Cardiocephaloides</i>	<i>S. magellanicus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña <i>et al.</i> , 2008a
		Necropsia	Brasil	Medeiros & Amato, 2010
		Necropsia	Argentina	Pazos, <i>et al.</i> , 2003
		Necropsia	Argentina	Díaz, <i>et al.</i> , 2010
<b>PROTOZOA</b>				
<i>Eimeria</i>	<i>S. mendiculus</i>	Flotación	Islas Galápagos	Vargas, 2006
<i>Cryptosporidium</i>	<i>P. adeliae</i>	Ziehl-Neelsen	Antártica	Fredes, <i>et al.</i> , 2007
<i>Sporozoa</i>	<i>P. adeliae</i>	Flotación	Antártica	Fredes, <i>et al.</i> , 2008

**Elaboración: El autor.**

## ***Phalacrocorax harrisi* Rothschild, 1898**

*Phalacrocorax harrisi* más conocido como Cormorán no volador es una de las cuarenta y dos especies pertenecientes al género *Phalacrocorax*, emparentado con *P. auritus* y *P. brasilianus* (Kennedy, *et al.*, 2009). Representa otra ave endémica para el Ecuador (Swarth, 1931; Harris, 1973) y es considerada una de las aves marinas más raras del mundo (Valle, 1994).

### **Distribución.**

La mayor parte de su población se establece a lo largo de 400 kilómetros de línea costera insular de Fernandina y en el este y norte de Isabela (Snow, 1965; Harris, 1973, Harris, 1974a; Valle, 1994), situándose sobre los ricos afloramientos fríos de la Subcorriente Ecuatorial y la de Humboldt (Snow, 1965; Valle, 1994; Castro & Phillips, 1996). Son sedentarios, pudiendo alejarse hasta un kilómetro de la costa natal para luego regresar a descansar en las rocas por la noche (Harrison, 1983, Vargas, 2006).

### **Características Morfológicas.**

*Phalacrocorax harrisi* presenta alas vestigiales, con pérdida de la quilla en el esternón, que a pesar de impedir su vuelo, facilitan el balance y una gran capacidad de natación (Snow, 1965; Castro & Phillips, 1996; Horwell & Oxford, 1999; Jiménez-Uzcátegui, 2002). Es uno de los más largos y pesados de los cormoranes, midiendo 95 centímetros de largo aproximadamente (Snow, 1965; Castro & Phillips, 1996; Horwell & Oxford, 1999). Los adultos son de color café, con tonalidad ligeramente clara a nivel ventral (Harris, 1974a). Los ojos son de color turquesa, un pico alargado y fuerte con un gancho pronunciado en la punta, un cuello sinuoso prolongado (Castro & Phillips, 1996).

Los juveniles son de plumaje negro con ojos de color café oscuro (Snow, 1965; Swash & Still, 2000). Presentan dimorfismo sexual debido a su longitud (Valle,

1994), siendo el macho es más grande que la hembra y posee la mandíbula inferior más oscura (Snow, 1965; Castro & Phillips, 1996). (Tabla No.3).

**Tabla No. 3: Dimensiones de las partes del cuerpo de *P. harrisi* según el sexo.**

<b>Dimensiones</b>	<b>Machos</b>	<b>Hembras</b>
<b>Longitud del Pico (mm)</b>	80.9 ± (2.8)	72.6 ± (3.3)
<b>Ancho del Pico (mm)</b>	16.1 ± (4.3)	13.2 ± (4.5)
<b>Profundidad del Pico (mm)</b>	23.3 ± (3.8)	19.2 ± (3.6)
<b>Longitud del Ala (mm)</b>	83.1 ± (2.9)	77.0 ± (2.7)
<b>Longitud del Tarso (mm)</b>	82.2 ± (2.9)	75.2 ± (3.1)
<b>Peso (g)</b>	3762 ± (8.0)	2754 ± (6.3)

**Fuente: Valle, 1994.**

### **Alimentación.**

Los cormoranes se alimentan sobre el suelo rocoso del mar, forrajeando entre las rocas (Snow, 1965). Su dieta se basa en peces del fondo del mar como *Paranthias colonus*, anguilas (*Gymnothorax dovii*, *Scytalichthys miurus*) y algunas especies de pulpos (Snow, 1965; Harris, 1974a).



**Gráfico No. 2: Cormorán no volador (*Phalacrocorax harrisi*).**

### **Parasitismo.**

En el Cormorán no volador se ha demostrado exposición a *Toxoplasma gondii* en 6 de 258 aves, por medio de técnicas serológicas de aglutinación (Deem *et al.*, 2010). Además, se ha aislado microfilaria en 5 de 380 individuos, a través de frotis sanguíneos, análisis fenotípicos y filogenéticos (Merkel *et al.*, 2007).

Dentro del género *Phalacrocorax*, el Cormorán neotropical (*P. brasilianus*) es la especie en la cual se reporta mayor literatura con respecto a parasitismo a nivel regional. Cuarenta y siete especímenes fueron colectados (Guaíba, Brasil), congelados a -10 °C y transportados al Laboratorio de Helmintología, Departamento de Zoología, Universidad Federal de Rio Grande del Sur. Los helmintos colectados del intestino, a través de necropsias, fueron preparados, procesados, clasificados e identificados de acuerdo a claves bibliográficas y artículos especializados. Se encontraron veinte especies de parásitos helmintos: diez dígenos: *Austrodiplostomun mordax*, *Austrodiplostomun compactum*, *clinostomun* sp., *Drepanocephalus olivaceus*, *Drepanocephalus spanthans*,



*Hysteromorpha triloba*, *Ignavia olivacei*, *Paryphostomun segregatum*, *Prosthogonimus ovatus* y *Ribeiroia ondatrae*; un cestodo: *Paradilepis caballeroi*; ocho nematodos: *Contracaecum rudolphii*, *Eucoleus contortus*, *eustrongylides sp.*, *Ornithocapillaria appendiculata*, *syngamus sp.*, *syncuaria squamata*, *tetrameres (Gynaecophila) sp.*, y un indeterminado capillaria (género y especie); y un acanthocephalo: *Andracantha tandemtesticulata*. La longitud y el peso de las aves machos y hembras, y su madurez sexual (juvenil o adulto), no mostró diferencia significativa respecto a índices de parásitos helmintos (Monteiro, *et al.*, 2011).

En otro estudio en *P. brasiliensis*. se analizó 36 especímenes procedentes de la ciudad de Talcahuano, Chile, y mediante necropsias tradicionales en el 100 % de las aves se aisló: *Andracantha phalacrocoracis*, *Contracaecum travassosi*, *Avioseipens sp.*, *Cyathostoma sp.*, *Baruscapillaria carbonis*, *Paradilepis caballeroi*, *Hysteromorpha triloba*, *Ascocotyle sp.*, *Ascocotyle Felipei*. En Chile, previo a este estudio, se han descrito nematodos: *Corynosoma sp.*, *Corynosoma arctocephali*, *Contracaecum*, larvas I y II de *Anisakis sp.* y *Tetrabothrius sp* (González–Acuña *et al.*, 2008b).

En dos lagunas costeras en el Estado de Guerrero, México, cuarenta y ocho cormoranes adultos, *P. brasiliensis*, fueron analizados a través de necropsias. Los helmintos colectados se identificaron como nueve dígenos: *Ascocotyle longa*, *Clinostomun complanatum*, *Diplostomun compactum*, *Drepanocephalus olivaceus*, *Echinochasmus leopoldinae*, *Mehrastomun minutum*, *Odhneria raminellae*, *Ribeiroia ondatrae*. Un acantocephalo: *Southwellina hispida*. Un cestodo: *Paradilepsis caballeroi*. Un nematodo: *Contracaecum multipapillatum*, *Syngamus trachea* y *Capillaria sp.* (Violante-González. *et al.*, 2011) (Cuadro No.4).

Yabsley & Gibbs (2006) mencionan que en 80 cormoranes orejudos (*P. auritus*) muertos en Georgia, Estados Unidos, se encontraron *Eimeria auritusi* y *Eimeria phalacrocoraxae* n. sp. empleando dicromato de potasio como medio de esporulación y análisis filogenéticos.

### Constantes Fisiológicas.

La temperatura corporal del *Phalacrocorax brasilianus* en varios periodos del año osciló entre  $39,7\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 1,0$  y  $40,60\text{ }^{\circ}\text{C} \pm 0,9$  según Alzola-Chimarro, *et al.* (2009). De acuerdo a Snow (1966), el promedio de peso del Cormorán no volador se registra de 2,7 a 3,9 Kg, y según Harrison & Ritchie (1994) la frecuencia cardiaca y respiratoria normal de una ave entre 2,0 y 5,0 Kg durante la inmovilización es de 105 – 175 latidos por minuto y 20 – 30 respiraciones por minuto, correspondientemente.

**Tabla No. 4: Reporte de parásitos gastrointestinales en *Phalacrocorax* (2002-2011).**

Género Endoparásito	Hospedador	Técnica	Distribución	Referencia
<b>NEMATODA</b>				
Anisakis	<i>Phalacrocorax brasilianus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<i>Avioserpens</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<i>Cyathostoma</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<i>Contracaecum</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia Necropsia Necropsia	Brasil Chile México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Eustrongylides</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Pseudoterranova</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<i>Syngamus</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia Necropsia	Brasil México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Syncuaria</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Tetrameres</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Capillaria (Eucoleus)</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia Necropsia	Brasil México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Ornithocapillaria</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Baruscapillaria</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<b>ACANTOCEPHALA</b>				
<i>Andracantha</i>	<i>P. brasilianus</i>	Necropsia Necropsia	Brasil Chile	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b

**Tabla No. 4 (cont.).**

<b>Género Endoparásito</b>	<b>Hospedador</b>	<b>Técnica</b>	<b>Distribución</b>	<b>Referencia</b>
<i>Corynosoma</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<i>Southwellina</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	México	Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<b>CESTODA</b>				
<i>Paradilepis</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia Necropsia Necropsia	Brasil Chile México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Tetrabothrius</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	Chile	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<b>TREMATODA</b>				
<i>Ascocotyle</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia Necropsia	Chile México	González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Austrodiplostomum</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Clinostomum</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia Necropsia	Brasil México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Diplostomum</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	México	Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<b>TREMATODA</b>				
<i>Drenapocephalus</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia Necropsia	Brasil México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Echinochasmus</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	México	Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Euhaplorchis</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	México	Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Hysteromorpha</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia Necropsia	Brasil Chile	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 González-Acuña, <i>et al.</i> , 2008b
<i>Ignavia</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Mehrastomum</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	México	Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Odhneria</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	México	Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<i>Paryphostomum</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Phosthgonimus</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia	Brasil	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011
<i>Ribeiroia</i>	<i>P. brasiliensis</i>	Necropsia Necropsia	Brasil México	Monteiro, <i>et al.</i> , 2011 Violante-González, <i>et al.</i> , 2011
<b>PROTOZOA</b>				
<i>Eimeria</i>	<i>P. auritus</i>	Esporulación	E.E.U.U.	Yabsey, <i>et al.</i> , 2006

**Elaboración: El autor.**

## Fundamentación Teórica

### *Endoparásitos*

Los endoparásitos son aquellos parásitos que viven dentro del cuerpo del hospedador (Schmidt & Roberts, 1985; Friend & Franson, 1999; Rickard, 2001). Se hallan constituidos por 3 grupos principales: los nematelmintos (nematodos y acanthocephalos), los platelmintos (cestodos y trematodos) y protozoarios (Rickard, 2001).

#### **Nemátodos.**

Son gusanos cilíndricos, alargados, no segmentados que se encuentran distribuidos mundialmente (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Rickard, 2001; Zajac, & Conboy, 2006; Fedynich, 2008). Sus particularidades morfológicas incluyen un pseudoceloma establecido, un aparato digestivo completo (boca, esófago, intestino y ano) y dimorfismo sexual (Rickard, 2001).

De acuerdo a su clasificación sistemática, los nemátodos pertenecen al Filum Nematelmintos y poseen varias familias que afectan a las aves como: Ascaridae, Anisakidae, Syngamidae, Trichostrongylidae, Heterakidae, Strongyloididae, Tetrameridae, Acuariidae, Capillariidae, Eustrongylidae, entre otras.

El ciclo de vida de los nemátodos puede ser directo e indirecto (Friend & Franson, 1999). Los ciclos directos ocurren en un solo tipo de huésped y los indirectos en varios huéspedes intermediarios, tanto vertebrados como invertebrados (Ruff & Norton, 1997). En forma general, los nematodos atraviesan por cuatro etapas de desarrollo antes de convertirse en adultos, caracterizándose cada una por un cambio de cutícula o muda (Bowman, 1995; Friend & Franson, 1999). En la fase exógena, que corresponde a la etapa fuera del hospedador definitivo, los huevos parasitarios son expulsados al medio ambiente conjuntamente con las heces y mediante condiciones óptimas de humedad y temperatura, los huevos se

desarrollan en periodos de algunos días (Ruff & Norton, 1997). Para los nematodos con ciclos de vida directos, el huésped definitivo se infecta por el consumo de huevos embrionados que contienen larvas de tercera fase o larvas libres (infestante) (Ruff & Norton, 1997). Dentro del organismo, la Larva 3 se transforma en Larva 4, migrando por diferentes órganos y tejidos hasta llegar al sitio donde alcanzan la madurez sexual para iniciar la ovoposición (Ruff & Norton, 1997). En ciclos de vida indirectos, el huésped intermediario ingiere los huevos embrionados o larvas libres, desarrollando la fase infestante en varios tejidos del organismo. El huésped definitivo se infecta por el consumo de cualquiera de los huéspedes intermediarios infectados o por la inoculación de la fase infectante por picaduras de artrópodos hematófagos (Ruff & Norton, 1997). Las formas adultas parasitarias se localizan generalmente en el intestino, sangre, piel y otros tejidos del hospedador (Granados Pérez & Villaverde Peris, 2003b).

Varias técnicas de laboratorio pueden ser empleadas para el diagnóstico, sin embargo, el diagnóstico definitivo es a partir de la observación directa y la identificación parásitos adultos (Fedynich, 2008). Procedimientos de flotación permiten detectar microscópicamente los huevos parasitarios en las heces (Zajac & Conboy, 2006; Mehlhorn, *et al.*, 1994). De forma general, los huevos de nematodos poseen capsula de quitina lisa, homogénea y transparente, con una superficie externa formada de una capa proteica que puede ser lisa, rugosa o con un patrón distintivo o uniforme (Bowman, 1995). Los huevos de las diferentes órdenes y superfamilias poseen morfología que caracteriza a su grupo (Bowman, 1995). En general, los huevos de nematodos varían en tamaño desde 30 a 100  $\mu\text{m}$  de diámetro mayor (Bowman, 1995). Las larvas de nematodos que se desprenden en las heces son identificadas en referencia a sus hospedadores, las mismas que en animales domésticos tienden a poseer un tamaño alrededor de 300  $\mu\text{m}$  de longitud (Bowman, 1995).

Las aves infectadas severamente con nemátodos pueden presentar mala absorción de nutrientes, anorexia, pérdida de peso, diarrea y en casos severos los gusanos puede causar obstrucción intestinal y muerte (Bowman, 1995).

## **Acantocéfalos.**

Los acantocéfalos son helmintos cilíndricos, no segmentados, alargados que poseen una probóscide retraible provista de un número variable de ganchos o espinas (Friend & Franson, 1999; Rickard, 2001). Son cosmopolitas (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Friend & Franson, 1999), descritos por poseer un pseudoceloma, ausencia de aparato digestivo y diferenciación sexual (Rickard, 2001).

Corresponden al Filum Nematelminetos, con la familia Polymorphidae de interés para las aves.

Todos los acantocéfalos poseen un ciclo de vida indirecto, que requiere al menos un hospedador intermediario (Schmidt & Roberts, 1985; Friend & Franson, 1999). Los huevos de los parásitos, conteniendo en su interior una forma larvaria inmadura llamada Acanthor, son transportados al medio ambiente mediante las heces fecales de hospedadores definitivos (Bowman, 1995; Friend & Franson, 1999). Cuando un hospedador intermediario adecuado ingiere el huevo parasitario, el Acanthor se desarrolla, a través de una etapa Acanthella, en una larva infectiva enquistada llamada Cistacanto (Bowman, 1995). La vía de infección es oral, a partir de la ingestión de hospedadores intermediarios infestados (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Los órdenes Crustácea, Amphipoda, Isopoda y Decapoda han sido identificados como hospedadores intermediarios comunes en aves acuáticas (Friend & Franson, 1999). Se ha reportado que varios peces, serpientes y ranas pueden participar como hospedadores paraténicos, en los cuales, el Cistacanto se reenquista (Friend & Franson, 1999). En aves acuáticas, las formas adultas se encuentran especialmente en el intestino delgado (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Friend & Franson, 1999).

El diagnóstico microscópico puede realizarse mediante la detección de huevos típicos de acantocéfalos en las heces (Mehlhorn, *et al.*, 1994). La evaluación fecal puede ser utilizada para determinar la presencia de infección, pero no provee de un diagnóstico definitivo de enfermedad (Friend & Franson, 1999). Los huevos tienden a ser elongados y poseen capsulas compuestas de tres capas (Friend & Franson, 1999). La observación de las espinas presentes en las larvas de los

huevos puede ubicar al diagnóstico. En las heces, los huevos usualmente pueden aparecer de color café oscuro, pero en otras ocasiones, pueden ser transparentes con dificultad de observación (Friend & Franson, 1999).

Los signos clínicos no específicos incluyen aletargamiento, emaciación, presencia de heces sanguinolentas por destrucción mecánica, diarreas, perforación intestinal e infecciones secundarias bacterianas con terminación mortal (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Las lesiones incluyen nódulos blancos en la superficie externa serosa del intestino, hemorragias, peritonitis, pericarditis, miocarditis, arteritis, colangiolitias y otras complicaciones (Mehlhorn, *et al.*, 1994).

### **Céstodos.**

Los céstodos son helmintos aplanados, segmentados, alargados que poseen cabeza, cuello y cuerpo distintivo (Friend & Franson, 1999; Rickard, 2001). Se distribuyen mundialmente (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Son identificados por presentar una cabeza llamada “escolix” que posee órganos de fijación como ventosas o ganchos (rostello) y un cuerpo conformado segmentos denominados proglótides (Bowman, 1995). Además, carecen de cavidad celómica, aparato digestivo y diferenciación sexual (hermafroditas) (Rickard, 2001).

Pertenecen al filum Platelminetos (Permin & Hansen, 1998; Bownman, 1995), cuyas principales familias que afectan a las aves son: Davaineidae, Dilepididae, Gryporhynchidae, Diphyllbothriidae y Tetrabothriidae.

Los céstodos poseen un ciclo evolutivo indirecto cuya principal vía de infestación es la oral, a través de la ingestión de hospedadores intermediarios (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Bowman, 1995). Durante el desarrollo embrionario del huevo, se establece la primera fase larvaria llamada Oscósfera.

En el orden de los Pseudophylidos, cuando un huevo (Oncósfera) es ingerido por un hospedador intermediario apropiado, se desarrolla la segunda etapa larvaria llamada Procercoide, la cual, al ser ingerida por otro hospedador intermediario,

que puede ser pez, reptil o anfibio, se convierte en la tercera etapa larvaria denominada Plerocercoides (infectante). El hospedador definitivo se infesta cuando ingiere el segundo hospedador intermediario conteniendo el Plerocercoides. En general, los Pseudophyllidos son asociados a cadenas alimentarias acuáticas y varios de sus géneros utilizan los copépodos como primer hospedador intermediario (Bowman, 1995).

En el caso de los cyclophyllidos, la mayoría requieren solo un hospedador intermediario, que de acuerdo a la familia, puede ser mamífero o artrópodo. Cuando el huevo es ingerido por el hospedador intermediario, la oncosfera es liberada, movilizándose al tejido de predilección y rodeándose de membranas embrionarias, las cuales forman la segunda fase larvaria Quística (infectante). Cuando el quiste, que contiene en su interior uno o varios escolex, es ingerido por el hospedador definitivo, en el intestino se lisan las membranas y el parasito evagina su cabeza, fijándose a la mucosa intestinal e iniciando la formación de proglótide. Los Cyclophyllidos son asociados con cadenas alimentarias terrestres (Bowman, 1995). Estos parásitos son encontrados con más frecuencia en estaciones cálidas, cuando los hospedadores intermediarios son abundantes (Reid & McDougald, 1997). Las formas adultas residen principalmente en el lumen del intestino (Greiner, 1997; Friend & Franson, 1999).

El diagnóstico microscópico se realiza a través de la detección de proglótide y/o huevos en las heces (Bowman, 1995). Los huevos de los Cyclophyllidos contienen seis ganchos (3 pares) y sus cápsulas pueden variar marcadamente de acuerdo al género (Bowman, 1995). Los huevos de los Pseudophyllidos, son operculados al momento que son expulsados en las heces y pueden ser inicialmente confundidos con huevos de trematodos (Bowman, 1995).

Los céstodos son comunes en aves silvestres, pero pocas veces causa la muerte. Cargas pesadas de estos parásitos pueden debilitar al ave, predisponen a agentes infecciosos y pueden ocluir el intestino. En el caso de fuerte infestación se producen diarreas, con afectación del crecimiento y reproducción. Son frecuentes también alteraciones de equilibrio y convulsiones epilépticas y, si la infestación es



por parásitos del género *Davainea*, aparecen también fenómenos de parálisis y fuerte adelgazamiento terminando en muerte (Mehlhorn, *et al.*, 1994).

### **Tremátodos.**

Los tremátodos son helmintos aplanados dorso ventralmente, no segmentados, con apariencia de hoja o cilíndrica (Friend & Franson, 1999; Rickard, 2001). Se hallan distribuidos a nivel mundial (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Son descritos por carecer de cavidad celómica, abertura anal (aparato digestivo incompleto) y diferenciación sexual (hermafroditas), con excepción de los trematodos sanguíneos que poseen sexos separados (Friend & Franson, 1999).

Pertencen al phylum Platelminfos, con 3 subclases: Monogenea, Aspidogastrea y Digenea. (Schmidt & Roberts, 1985; Bowman, 1995). Las familias reportadas en aves son: Strigeidae, Cyathocotylidae, Clinostomidae, Echinostomatidae, Diplostomatidae, Psilostomatidae, entre otras.

Poseen ciclos de vida complejos con generaciones sexuales y asexuales que parasitan dos hospedadores intermediarios, en los cuales, el parásito se desarrolla antes de convertirse en infectante para el hospedador definitivo aviar (Friend & Franson, 1999). En general, un molusco es el primer hospedador intermediario y es usualmente una especie que vive en un ambiente acuático (Bowman, 1995; Friend & Franson, 1999). Las formas adultas son generalmente encontradas en el tracto digestivo inferior, respiratorio, hígado, riñones y sangre (Friend & Franson, 1999; Granados Pérez & Villaverde Peris, 2003b).

El diagnóstico microscópico se realiza mediante técnicas de concentración por sedimentación, a través de la identificación de los huevos en el sedimento fecal, que al ser densos no flotan (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Los huevos de trematodos en vertebrados tienden a poseer un color dorado a marrón oscuro, con un opérculo en un extremo y su tamaño puede variar de 20 a 200  $\mu\text{m}$  (Bowman, 1995). Algunos contienen el Miracidio completamente formado cuando pasan en las heces,

mientras otros contienen varias células en desarrollo o estructuras en la capsula como protuberancias o espinas.

A pesar que las aves son hospedadores de una amplia variedad de trematodos, su repercusión en poblaciones silvestres es desconocida (Huffman, 2008). Los signos clínicos varían de acuerdo al número de parásitos, especies taxonómicas y de los órganos o sistemas afectados, pudiendo existir incluso infecciones mixtas (Huffman, 2008). Los trastornos incluyen: anemia, emaciación, debilidad, desorientación, apatía, incapacidad de vuelo, diarrea acuosa sanguinolenta, plumas peri cloacales teñidas de sangre, incremento de temperatura cloacal, cambios en el comportamiento y disminución de la reproducción (Huffman, 2008). Las lesiones se encuentran relacionadas a la ubicación anatómica de los parásitos, causando inflamación y patologías inmuno mediadas (Huffman, 2008).

### **Coccidias.**

Las coccidias son parásitos intracelulares obligados que destruyen las células donde habitan (Schmidt & Roberts, 1985). Su distribución ha sido reportada en todos los continentes (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Friend & Franson, 1999; Greiner, 2008; Yabsley, 2008). Poseen un complejo apical en un extremo celular, que los identifica como subfilum Apicomplexa (Sporozoa) de los Protozoarios (Schmidt & Roberts, 1985; Bowman, 1995). La familia Eimeriidae, contiene dos géneros que parasitan el tracto digestivo, *Eimeria* e *Isospora*. El género *Eimeria* es altamente específico para cada hospedador y se desarrolla en determinados lugares del tracto intestinal según su especie (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Yabsley, 2008). El género *Isospora* puede encontrarse en varias aves en número variable, restringidas al intestino (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Greiner, 2008).

El ciclo de vida de las coccidias puede ser directo e indirecto con multiplicación asexual y sexual, cuyo periodo varia una o dos semanas de acuerdo a cada género (Friend & Franson, 1999).

Las coccidias intestinales como *Eimeria* e *Isospora* poseen un complejo ciclo de vida directo, parasitando a un solo hospedador animal para alcanzar su madurez sexual (Friend & Franson, 1999). La vía de infección es oral, mediante ingestión de oocistos esporulados, a través del consumo de alimentos o agua de bebida contaminadas con heces infectadas (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Bowman, 1995; Greiner, 2008). En el intestino de los hospedadores se desarrollan los huevos (oocistos embrionados no infectivos), los cuales, al ser transportados al medio ambiente a través de las heces y mediante condiciones apropiadas de humedad y temperatura, desarrollan sus formas infectivas en un tiempo específico para cada género (Friend & Franson, 1999). Dichos oocistos son extremadamente resistentes y su capacidad infectante puede durar más de un año en el exterior (Mehlhorn, *et al.*, 1994). El género *Eimeria* se observa conteniendo cuatro esporocistos con dos esporozoitos cada uno e *Isospora* dos esporocistos con cuatro esporozoitos (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Cuando un ave ingiere los oocistos infectivos, los esporozoitos quedan libres y penetran en las células epiteliales del intestino del hospedador, dando inicio a la primera reproducción asexual llamada esquizogonia (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Cada generación de esquizogonia produce múltiples merozoitos que infectan a células nuevas y en su interior, se transforman en gametocitos (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Cada gametocito se transforma en sus respectivos gametos, los cuales al fusionarse, forman un cigoto que desarrolla un oocisto (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Finalmente, los oocistos no infectantes son liberados al ambiente, destruyendo las células del hospedador e iniciando un nuevo ciclo (Friend & Franson, 1999). Las coccidias usualmente invaden el tracto intestinal, pero también otros órganos como riñones e hígado (Friend & Franson, 1999; Greiner, 2008).

El diagnóstico antemorten de infecciones por coccidias se basa en la identificación de oocistos en las heces de los hospedadores (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Bowman, 1995). La especificidad del hospedador y la morfología de los oocistos usualmente son suficientes para la identificación a nivel de género. Sin embargo métodos de micrometría y esporulación permiten diferenciar a ciertas especies (Mehlhorn, *et al.*, 1994; Bowman, 1995; Greiner, 2008).

De forma general, los oocystos de coccidias miden entre 20-25  $\mu\text{m}$  x 15-20  $\mu\text{m}$  (Mehlhorn, *et al.*, 1994). El género *Eimeria* posee cuatro esporocystos con dos esporozoitos, *Isospora* dos esporocystos con cuatro esporozoitos y *cariospora* posee un esporocysto con cuatro a ocho esporozoitos (Yabsley, 2008).

El diagnóstico en coccidiosis subclínicas es complejo ya que existen a menudo causas multifactoriales (Mehlhorn, *et al.*, 1994). Métodos de necropsia conjuntamente con la identificación de la coccidia presente permiten identificar la causa de muerte por coccidiosis (Friend & Franson, 1999).

La presentación de Coccidiosis es rara en aves silvestres y usualmente se relaciona con la crianza en cautividad, hacinamiento, inmunosupresión o stress (Friend and Franson, 1999; Greiner, 2008; Yabsley, 2008). La mayoría de formas patogénicas son causadas por el género *Eimeria* (Friend & Franson, 1999; Greiner, 2008).

Signos clínicos en aves silvestres han sido poco estudiados (Friend & Franson, 1999). Sin embargo, en aves en cautiverio, los signos no específicos incluyen inactividad, anemia, pérdida de peso, crecimiento retardado, diarrea acuosa de color verde a sanguinolenta, reducción de producción de huevo, infertilidad y susceptibilidad a otras infecciones (virus o bacterias) (Friend & Franson, 1999; Yabsley, 2008). Ocasionalmente se observan temblores, convulsiones y cojeras (Friend & Franson, 1999). En caso de infección por criptosporidiosis se producen respiraciones ruidosas, estornudos y diarreas (Bowman, 1995).

### ***Constantes Fisiológicas Vitales***

Las constantes fisiológicas vitales son aquellos parámetros que indican el estado hemodinámico del animal, mantenidos en relativa estabilidad por medio del sistema homeostático de control (Furlan & Macari, 2002; Jiménez Molina, *et al.*, 2012). Se consideran como principales parámetros fisiológicos: la frecuencia

cardíaca (FC), la frecuencia respiratoria (FR), la presión arterial (PA), la temperatura periférica (T°) y la saturación de oxígeno (SatO<sub>2</sub>) (Jiménez Molina, *et al.*, 2012).

La observación y el registro continuo de estos parámetros permiten valorar el estado actual del animal, su evolución y la repercusión de la terapéutica; en este sentido, la monitorización básica no invasiva permite el registro de estas constantes sin invasión de los tejidos (Jiménez Molina, *et al.*, 2012).

### **Temperatura corporal.**

Las aves son animales endotermos, es decir, que mantienen la temperatura corporal relativamente estable independiente del medio ambiente, controlada por medio de un centro termorregulador interno en el área hipotalámica y de sistemas efectores, interviniendo en la función de los mecanismos de producción y la pérdida de calor (Kelly, 1972; Furlan & Macari, 2002; O'Malley, 2007). La temperatura corporal medida con un termómetro refleja el equilibrio existente entre el calor producido y el que se pierde (Kelly, 1972).

El aumento de calor se debe principalmente al metabolismo y a la actividad física, y la eliminación se presenta mediante la reducción de producción de calor metabólico y mecanismos físicos como: la radiación, conducción y convección; además, al carecer de grasa parda, las aves regulan su temperatura corporal por medio de recursos fisiológicos y conductuales como: el aislamiento térmico por el plumaje, la grasa subcutánea en el caso de los pingüinos los aísla del frío, la evaporación respiratoria por sobrecalentamiento, la recirculación sanguínea en aves acuáticas y limícolas que permite que la sangre fluya hacia las patas sin perder calor y cambios conductuales particulares. (Kelly, 1972; Furlan & Macari, 2002; O'Malley, 2007).

Los factores determinantes en la variación fisiológica de la temperatura corporal incluyen el sexo, periodo reproductivo, clima, tamaño, actividad física, manejo,

entre otros (Kelly, 1972). “En hembras gestantes y animales juveniles (mamíferos) la temperatura es mayor en relación a los machos, hembras vacías y adultos” (Kelly, 1972). “En todos los animales sanos, la temperatura varia durante el curso del día, siendo más baja por la mañana y algo más alta al mediodía, con un máximo a las seis de la tarde” (0,8 °C más por la mañana) (Kelly, 1972). Cuando más pequeña sea la especie, más alta será su temperatura normal (Kelly, 1972). También, se producen aumentos fisiológicos hasta de 1,5 °C después de comidas excesivas, después de un ejercicio forzado, en el día del parto, en la exposición a temperaturas atmosféricas extremas y cuando el animal esta excitado (Kelly, 1972). “Durante los ejercicios prolongados la elevación de la temperatura corporal del animal sano desaparece en seguida con el reposo (en el termino de 10-20 minutos), a diferencia de un animal enfermo el cual su descenso se produce más lentamente (30 minutos a 2 horas)” (Kelly, 1972). “En el caso de inflamación local del recto o heces retenidas prolongadamente, el termómetro registrará una temperatura más alta de la que verdaderamente tiene el animal” (Kelly, 1972).

La fiebre es un síndrome complejo que entre otros cambios, causa trastornos del mecanismo termorregulador del cuerpo, cuya consecuencia es el aumento anormal de la temperatura, que se encuentra acompañada por signos clínicos como escalofríos, aceleración del pulso y de la respiración, temperatura externa irregular, malestar, endurecimiento de las heces, orina concentrada, etc. Está asociada a un aumento de la intensidad metabólica por sustancias toxicas producidas durante la multiplicación de los organismos (fiebre séptica o infecciosa), o por resultado de la destrucción de células del cuerpo en ausencia de enfermedad infecciosa (fiebre aséptica); sin embargo, una elevación de temperatura (hipertemia) no es necesariamente un signo de fiebre (Kelly, 1972).

Las temperaturas subnormales (hipotermia) son frecuentes en los animales muy viejos o que poseen desnutrición o emaciación (Kelly, 1972). También se observa en patologías como el shock, hipo calcemia post parto, meteorismo agudo, hipotiroidismo, entre otras (Kelly, 1972).

## **Frecuencia Cardiaca.**

El corazón de las aves se localiza en el plano medio del tórax, ligeramente hacia la derecha, unido a la cara dorsal del esternón, a los sacos aéreos circundantes y al hígado (O'Malley, 2007). Se encuentra rodeado por un pericardio fino resistente y posee cuatro cavidades que lo dividen en dos lados, izquierdo y derecho (Macari & Luquetti, 2002; O'Malley, 2007 citando a Akester, 1984). Al igual que el corazón de los mamíferos, presenta cuatro propiedades intrínsecas: excitabilidad, conductibilidad, automatismo y contractilidad (Macari & Luquetti, 2002).

La frecuencia cardiaca se define como el número de veces que el corazón realiza un ciclo completo de contracción y dilatación de sus cámaras en una unidad de tiempo (número de latidos en un minuto) (Kelly, 1972; Jiménez Molina, *et al.*, 2012). Se halla establecida primordialmente por la generación de estímulos del marcapasos (nodo sino auricular), que es conducido por las vías auriculares al nodo auriculoventricular, haz de Hiss, sistema de Purkinje y músculo ventricular (Macari & Luquetti, 2002; O'Malley, 2007; Ganong, 2006). Aunque a diferencia de los mamíferos, todas las fibras musculares atriales podrían funcionar como marcapasos cardiaco (Macari & Luquetti, 2002).

El sistema nervioso autónomo, con sus componentes simpático y parasimpático, regulan la frecuencia cardiaca a través mediadores químicos que modifican el nivel polarización en las células de los nódulos sino auricular y auriculoventricular (Macari & Luquetti, 2002; Ganong, 2006). El sistema simpático a través de la norepinefrina (en receptores  $\beta$ ), despolariza el nódulo, generando una respuesta taquicárdica (aumento de frecuencia cardiaca) con elevación de la fuerza de contracción; y el parasimpático (nervio vago), libera acetilcolina (ACh) que repolariza el nódulo provocando bradicardia (disminución de frecuencia cardiaca) (Macari & Luquetti, 2002; Ganong, 2006). Además, existen cambios reflejos a nivel de barorreceptores arteriales (seno carotideo y cayado aórtico) que permiten estabilizar la presión arterial y la frecuencia cardiaca (Ganong, 2006). Cuando se incrementa la presión arterial sistémica, las estructuras en las que se localizan los barorreceptores se distienden, estimulando un aumento en la frecuencia de descarga de neurotransmisores (probablemente

glutamato) hacia el bulbo, lo que inhibe la descarga tónica de los nervios vasoconstrictores, excitando la inervación vagal y produciendo dilatación arterial y venosa ocasionando el descenso de la presión arterial, bradicardia y disminución del gasto cardiaco (Ganong, 2006). En cambio, cuando existe un descenso en la presión arterial, se disminuye la descarga inhibitoria de los nervios amortiguadores, induciendo un aumento en la presión arterial, la frecuencia y gasto cardiaco (Ganong, 2006).

El flujo sanguíneo de las aves es diferente que el de los mamíferos debido a sus mayores exigencias metabólicas, presentando una frecuencia cardiaca superior (150 – 350 en reposo), un mayor volumen sistólico, resistencia periférica disminuida y arterias más rígidas con elevada presión sanguínea (108 – 250 mmHg) (O'Malley, 2007). En aves buceadores se produce vasoconstricción periférica selectiva que permite controlar la hipoxia durante la inmersión (O'Malley, 2007 citando a Akester, 1984).

La frecuencia cardiaca varía de acuerdo a las condiciones en las que el animal se encuentra sometido (Macari & Luquetti, 2002; Ganong, 2006). Puede ser registrada de forma manual y aislada mediante un estetoscopio (frecuencia cardiaca central), por percepción del pulso (frecuencia cardiaca periférica) o de forma continua a través de un monitor con electrocardiograma (Jiménez Molina, *et al.*, 2012). En casos de arritmias y fibrilación auricular, la frecuencia del pulso no refleja el ritmo cardiaco ya que algunos latidos no son percibidos (Kelly, 1972).

Los factores fisiológicos que influyen en la frecuencia cardiaca en animales normales son: la especie, tamaño, edad, condición física del animal, sexo, gestación, ejercicio, posición, ingestión de alimento y temperatura ambiente (Kelly, 1972). En general, cuanto más pequeña es la especie animal mayor la frecuencia cardiaca; y, dentro de cada especie, es generalmente más alta en los animales pequeños (Kelly, 1972). En individuos muy jóvenes es mayor que en los adultos (Kelly, 1972). Los animales en entrenamiento tienen una menor frecuencia cardiaca (Kelly, 1972). Usualmente la hembra posee un pulso mayor



que el macho y durante la última fase de gestación el pulso se incrementa a diferencia del estado no gestante (Kelly, 1972). El ejercicio físico aumenta la frecuencia cardíaca según su intensidad y resistencia del animal (Kelly, 1972). Cuando los animales están acostados el pulso es menos frecuente (Kelly, 1972). La ingestión de alimento causa considerable incremento de la frecuencia cardíaca (Kelly, 1972). La exposición a temperaturas muy altas o muy bajas ocasiona un aumento de la frecuencia cardíaca (Kelly, 1972). Finalmente, durante la actividad tiroidea existe un aumento de frecuencia cardíaca (Ganong, 2006).

La frecuencia cardíaca es mantenida en relativa estabilidad durante el reposo (Macari & Luquetti, 2002). En condiciones de estrés, mediante estímulos por calor, sonido, luz, visión de presas naturales, entre otras, se genera taquicardia, debido a un incremento de consumo de oxígeno (demanda metabólica oxidativa) que eleva la liberación norepinefrina en el torrente sanguíneo (Macari & Luquetti, 2002). Cuando un animal está excitado durante el manejo, el pulso regresa en pocos minutos a su punto normal si no surge otra causa que lo exalte, sin embargo, en individuos nerviosos, dicha frecuencia se halla aumentada durante todo el periodo de manipulación (Kelly, 1972).

Variaciones patológicas en la frecuencia cardíaca pueden ser causadas por enfermedades del corazón de tipo anatómico o funcional o por anomalías en el flujo sanguíneo (Kelly, 1972). Existe taquicardia en afecciones dolorosas, síndrome febril, hipoxia, intoxicaciones, infecciones, tumores en el corazón por presión de aurícula, pericarditis traumática, anemia, entre otras (Kelly, 1972; Ganong, 2006). La disminución de la frecuencia está dada por aumento de presión intracraneal, temor, estimulación de las fibras del dolor en el nervio trigémino, cálculos, intoxicaciones de calcio, digitalización, toxinas de *Clostridium perfringens*, entre otras (Kelly, 1972; Ganong, 2006).

### **Frecuencia Respiratoria.**

Las aves presentan un sistema respiratorio distintivo, conformado por estructuras en la cavidad nasal, laringe, tráquea, siringe, pulmones y sacos aéreos (Macari &

Navez Givisiez, 2002; O'Malley, 2007). Sus cornetes nasales intervienen tanto en la olfatación, filtración de partículas extrañas y termorregulación (O'Malley, 2007). Su laringe no está cubierta por la epiglotis y el paso del aire se lleva a cabo por medio de los músculos dilatador y constrictor (Tully & Harrison, 1994; O'Malley, 2007). La tráquea posee anillos completos y es de mayor tamaño (de largo y diámetro en relación a los mamíferos), suponiendo un volumen del flujo de aire mayor y como compensación generan un ritmo respiratorio menor con un incremento de la profundidad (Tully & Harrison, 1994). La siringe desempeña la función de órgano fonador (O'Malley, 2007). Los pulmones son rígidos, pequeños, compactos y esponjosos (volumen limitado), adheridos a las paredes costales dorsalmente y que en lugar de alveolos poseen comunicaciones de capilares de aire (Tully & Harrison, 1994; Macari & Navez Givisiez, 2002; O'Malley, 2007). En general poseen nueve sacos aéreos ubicados a nivel cervical, torácico y abdominal, ligados a los bronquios secundarios y parabronquios (O'Malley, 2007). No poseen diafragma (Tully & Harrison, 1994; Macari & Navez Givisiez, 2002; O'Malley, 2007).

Ciertas aves marinas, como el Cormorán no volador, carecen de narinas externas lo que permite zambullirse a gran velocidad, respirando a través de una ranura estrecha entre el pico (O'Malley, 2007). Además, poseen una glándula nasal ubicada dorsalmente a la órbita, que permite la ingestión de agua de mar a través de la eliminación de iones de sodio del torrente sanguíneo (O'Malley, 2007).

La regulación de la respiración está conformada por mecanismos nerviosos y químicos (Macari & Navez Givisiez, 2002; Ganong, 2006). Con respecto al control nervioso, éste puede ser voluntario y automático (Ganong, 2006). El control voluntario está localizado a nivel de la corteza cerebral mediante impulsos hacia las neuronas motoras respiratorias (Ganong, 2006). El sistema automático ubicado en el bulbo raquídeo se activa por descargas rítmicas de las neuronas motoras en la medula espinal cervical y torácica, inervando los músculos inspiratorios, el mismo que puede ser modificado por neuronas de la protuberancia y aferencias en el vago en las vías respiratorias y pulmones, cuyo efecto primordial es la inhibición de la descarga inspiratoria por estiramiento de

los pulmones (Ganong, 2006). De tal manera que cuando la frecuencia y profundidad de la respiración aumenta (incremento de la actividad de las neuronas inspiratorias) es porque la descarga posterior de las aferencias vagales y neumotáxicas del bulbo fue contrarrestada pronto (Ganong, 2006). El control químico se encarga de regular la respiración de manera que la concentración de CO<sub>2</sub> alveolar sea mantenida constante, evitando el exceso de iones de hidrogeno en la sangre (Ganong, 2006). Cuando existe incrementos en la concentraciones de CO<sub>2</sub>, de hidrogeniones en la sangre arterial, o el descenso de la concentración de O<sub>2</sub>, se genera un aumento en la actividad de las neuronas respiratorias en el bulbo raquídeo, en tanto que, cambios contrarios producen efecto inhibitorio (Macari & Navez Givisiez, 2002; Ganong, 2006). Este tipo de mecanismo se encuentra mediado por quimiorreceptores respiratorios a nivel periférico (cuerpos carotideos y aórticos) y centrales (en el bulbo) (Macari & Navez Givisiez, 2002; Ganong, 2006).

La frecuencia respiratoria se define como la cantidad de ciclos respiratorios que ocurren en un determinado periodo de tiempo, es decir el número de inspiraciones seguidas de una espiración en un minuto (respiraciones por minuto) (Kelly, 1972; Jiménez Molina, *et al.*, 2012). Puede ser registrada de forma manual y aislada contando las contracciones torácicas, observando los movimientos de las ventanas nasales o con auscultación del tórax o tráquea; y, de forma continua por medio de un monitor (Kelly, 1972; Jiménez Molina, *et al.*, 2012).

“El registro de la frecuencia respiratoria tiene un fundamento análogo al del pulso cardiaco, pudiendo producirse variaciones fisiológicas o anormales” (Kelly, 1972). Dentro de los factores que influyen un incremento fisiológico (polipnea), se puede enumerar: la excitación nerviosa, ejercicio, hipertermia, obesidad, tamaño del animal (mayor en razas pequeñas) y edad (mayor en individuos jóvenes) (Kelly, 1972; Montoya, *et al.*, 2008). Debido a que la respiración se regula de forma voluntaria y refleja, la excitación, el miedo, puede ser causa de que el animal efectúe súbitamente cortas inspiraciones con gran rapidez, lo que no debe confundirse con disnea (Kelly, 1972). En cuanto a los cambios patológicos, la frecuencia respiratoria puede incrementarse acompañada

regularmente a la fiebre, en varias enfermedades pulmonares, cardiacas, obstrucción de vías respiratorias altas y anemia (Kelly, 1972).

La disminución o retardo de la frecuencia respiratoria (oligopnea) puede ocurrir en animales que tienen lesiones cerebrales difusas, en estenosis de las vías respiratorias altas y uremia (Kelly, 1972).

### **Hipótesis**

Existe presencia de endoparásitos en heces fecales del Pingüino de Galápagos y Cormorán no volador; y, si estos pueden afectar o no a los valores de las constantes fisiológicas en condiciones de captura temporal.

### **Caracterización de Variables**

#### ***Variables Independientes***

**Colonia.-** Conjunto de animales pertenecientes a la misma especie que vive en un lugar determinado durante un periodo de tiempo (Caleta Iguana, Puerto Pajas, Marielas, Playa Escondida, Carlos Valle, Punta Albemarle 1, Punta Albemarle 2).

**Edad.-** Tiempo de vida estimado a partir de las características físicas y morfométricas del animal (adulto, juvenil).

**Sexo.-** Caracteres orgánicos que distinguen el macho de la hembra (macho, hembra).

**Peso Corporal.-** Masa corporal expresada en kilogramos (kg).

**Índice Masa Corporal.-** Valor que indica el estado nutricional de las aves, evaluando el peso (kg) y altura (m).

### *Variables Dependientes*

**Endoparasitosis.-** Alteración de la función fisiológica por presencia parásitos intestinales (positivo, negativo).

**Constantes Fisiológicas.-** Valores que indican el estado hemodinámico del animal (frecuencia cardíaca, respiratoria y temperatura corporal).

### **Definición de términos básicos**

**Afloramiento.-** Movimiento vertical ascendente de masas de agua desde el fondo marino hacia la superficie, producidos principalmente por vientos superficiales.

**Ancho de Pico.-** Medida que se realiza en la base de la mandíbula inferior del ave (Swarth, 1931).

**Cloaca.-** Sección final del aparato digestivo de anfibios, reptiles, aves, algunos peces y monotremas, en la cual, desembocan los conductos genitales y urinarios y digestivos.

**Coccidiasis.-** Infección de coccidias sin presentación de la enfermedad clínica.

**Coccidiosis.-** Enfermedad clínica causada por infección de coccidias, particularmente del genero *Eimeria* y *Cariospora*.

**Conducción.-** Ley física mediante la cual un cuerpo caliente cede temperatura aun objeto frio (Mosquera, UCE: Com. pers. 2011).

**Conservación.-** Esfuerzo consciente para evitar la degradación excesiva del medio ambiente, o específicamente, alguna de sus partes, para un uso presente y futuro, racional, eficaz y eficiente.

**Convección.-** Ley física en la cual las corrientes de aire que chocan en un cuerpo generan eliminación del calor (Mosquera, UCE: Com. pers. 2011).

**Cúlmen.-** Medición del pico en línea recta desde el punto donde terminan las plumas hasta la punta del maxilar (Swarth, 1931).

**Endémico.-** Son aquellas especies exclusivas de una determinada región, siendo ausentes en el resto del mundo.

**Enfermedad Emergente.-** Proceso mórbido causado por patógenos que han aumentado su prevalencia y distribución geográfica.

**En Peligro.-** Categoría de sobrevivencia de una especie, establecida por la UICN y basada en estudios científicos, en la cual su población se encuentra enfrentando un alto riesgo de extinción global, debido a factores como: la depredación directa, cambios en el hábitat y recursos, desastres naturales y cambios graduales del clima.

**Evaporación.-** Pérdida o eliminación del calor corporal de un animal mediante la transpiración o respiración (Mosquera, UCE: Com. pers. 2011).

**Forrajeo.-** Forma en que un organismo se alimenta, relacionado con la búsqueda, captura y consumo de sus presas.

**Helmintos.-** Nombre genérico dado a los gusanos parásitos del hombre y de los animales que comprenden los platelmintos o gusanos planos y los nematelmintos o gusanos redondos.

**Hospedador definitivo.-** Organismo en el cual el parásito realiza su fase sexual de reproducción (Thrusfield, 1990).

**Hospedador intermediario.-** Organismo en el cual el parásito sufre algún desarrollo, generalmente por reproducción asexual (Thrusfield, 1990).

**Hospedador paraténico.-** Aquel en que el agente es transferido mecánicamente por ingestión del hospedador, sin sufrir un desarrollo posterior (Thrusfield, 1990).

**Homeostasis.-** Conjunto de mecanismos de autorregulación que conducen al mantenimiento de una relativa constancia en el medio interno de un organismo en respuesta a fluctuaciones del medio exterior.

**Identificación.-** Es el proceso de determinar a qué grupo taxonómico pertenecen los organismos parasitarios. Se basa, generalmente, en características morfológicas que son usadas para describir a ciertas especies, géneros, familia, etc. (Rickard, 2001).

**Longitud de ala.-** Es la medida en línea recta de la curvatura del ala cerrada hasta la punta de la primaria más larga, con las plumas en su posición natural (Swarth, 1931).

**Mandíbula.-** Cada una de las piezas corneas del pico de las aves que sirven para la prensión y trituración de los alimentos.

**Nativo.-** Son aquellas especies que habitan y se reproducen en determinadas regiones, existiendo en otras partes del mundo.

**Parásito.-** Organismo que con el objeto de alimentarse o completar su ciclo vital se aloja en otro ser vivo de modo permanente o temporal causándole alteraciones patológicas (Vasco, UCE: Com. pers. 2011).

**Patógeno.-** Cualquier microorganismo que produce enfermedad, como bacterias, virus, hongos y parásitos.

**Profundidad del Pico.-** Medida a partir de la base del culmen al ángulo formado por las plumas en el borde inferior de la mandíbula (Swarth, 1931).

**Radiación.-** Eliminación de calor corporal de los seres vivos mediante la eliminación de rayos infrarrojos (Mosquera, UCE: Com. pers. 2011).

**Reservorio.-** Aquel en el que normalmente vive y se multiplica un agente infeccioso, y que por lo tanto es fuente habitual de la infección para otros animales (Thrusfield, 1990).

**Sitios RAMSAR.-** Son islas o sectores de islas sobresalientes por mantener áreas de nidación de aves marinas y acuáticas amenazadas de extinción (Santander, *et al.*, 2006)

**Tarso.-** Medida en línea recta desde el centro del talón en su lado posterior hacia la unión entre dedo metatarsiano y medio en la cara anterior del pie (Swarth, 1931).

**Vector.-** Animales invertebrados que transmiten agentes infecciosos a los vertebrados (Thrusfield, 1990).

**Vulnerable.-** Es la clasificación según la UICN, en la cual, una especie atraviesa por probabilidades de extinción en estado silvestre a mediano plazo, si la reducción de su población y/o disminución en su distribución natural no mejoran.



## Fundamentación Legal

La Constitución de la República del Ecuador, 2008, en el Artículo 10, enuncia que “Las personas, comunidades, pueblos, nacionalidades y colectivos son titulares y gozarán de los derechos garantizados en la Constitución y en los instrumentos internacionales. La naturaleza será sujeto de aquellos derechos que le reconozca la Constitución”. En el Artículo 83, se detalla que “son deberes y responsabilidades de las ecuatorianas y ecuatorianos, sin perjuicio de otros previstos en la Constitución y la ley: Respetar los derechos de la naturaleza, preservar un ambiente sano y utilizar los recursos naturales de modo racional, sustentable y sostenible”. Además, en el Artículo 400 se expresa que “el estado ejercerá la soberanía sobre la biodiversidad, cuya administración y gestión se realizará con responsabilidad intergeneracional. *Se declara de interés público la conservación de la biodiversidad y todos sus componentes, en particular la biodiversidad agrícola y silvestre y el patrimonio genético del país*”.

En adición, la Ley Especial para la Provincia de Galápagos de 1998, menciona que “el Parque Nacional Galápagos fue declarado Patrimonio Natural de la Humanidad e incluido en la lista de Reserva de Biósfera, por su singular valor natural científico y educativo y que debe ser preservado a perpetuidad; por lo tanto, el Estado Ecuatoriano, adquirió frente a las naciones del mundo el compromiso ineludible e histórico de conservar el Archipiélago de Galápagos para las presentes y futuras generaciones”. Además, “Que es política del Estado ecuatoriano, proteger y conservar los ecosistemas terrestres y marinos de la provincia de Galápagos, su excepcional diversidad biológica y la integridad y funcionalidad de los particulares procesos ecológicos y evolutivos para el beneficio de la humanidad, las poblaciones locales, la ciencia y la educación”.

Ecuador ha suscrito y ratificado varios convenios internacionales, entre otros son:

- Convención sobre la Conservación de las Especies Migratorias de Animales Silvestres (CMS), también conocida como Convención de Bonn, que entró en vigor en Ecuador el 1 de febrero de 2004.

- Convención Relativa a los Humedales de Importancia Internacional (Convención de RAMSAR), ratificada por Ecuador el 7 de septiembre de 1990.
- Convención sobre Cambios Climáticos, Protocolo de Kyoto.
- Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre CITES.
- Convenio sobre la Protección del Patrimonio Mundial, Natural y Cultural.
- Convención sobre la Conservación de las especies migratorias de Animales Silvestres (CMS) y Acuerdo de Protección de Albatros y Petreles (ACAP).
- Convenio para la Protección del Medio Marino y la Zona Costera del Pacífico Sudeste.
- Acuerdo marco para la conservación de los recursos vivos marinos en la alta mar del pacífico sudeste “Acuerdo de Galápagos”.

## **CAPITULO III METODOLOGÍA**

### **Determinación de Métodos a Utilizar**

Para fines demostrativos del presente estudio se emplearon los métodos de análisis, síntesis, inducción, deducción y observación directa.

El método analítico permitió estructurar la información de lo general a lo particular. Según Andino (1979) y Sierra Bravo (1995) es aquel que discierne un todo, concreto o abstracto, en sus partes y elementos, lo que permite descubrir las causas, la naturaleza y los efectos del objeto de estudio.

El método sintético se empleó para desarrollar el resumen general. Según Andino (1979), consiste en reunir las partes divididas por el análisis, ya previamente realizadas, mostrando el fenómeno de estudio desde un punto de vista global.

Los métodos inductivo y deductivo se utilizaron para establecer las conclusiones y recomendaciones. La inducción permite llegar a conclusiones empíricas mediante observación exacta del fenómeno en particular y la deducción parte de verdades preestablecidas para inferir de ellas conclusiones lógicas respecto de casos particulares (Andino, 1979).

Mediante la observación directa se consiguió identificar los parásitos en heces fecales y obtener los parámetros clínicos vitales en las aves. Según Andino (1979), la observación directa es aquella en donde el investigador puede observar y recoger los datos mediante su propia participación.

## **Diseño de Investigación**

De acuerdo a la naturaleza y elementos de investigación, el presente trabajo se realizó en base a un diseño no experimental descriptivo dirigido e investigación de campo y documental.

El estudio se apoyó en un diseño no experimental descriptivo, ya que a pesar de influir sobre las variables, no tiene un control directo sobre las mismas. Se encarga de describir y consta de una observación. Según Sierra (1996), este diseño no comprende diversidad de observaciones, grupos y variables experimentales, quedando limitado a una sola observación, de un sólo grupo, en un sólo momento del tiempo, sujetos en un principio, a todas las variables externas derivadas de la actuación del investigador, de su presencia en el campo de la investigación, del escenario, de las vinculadas a la memoria y de las parasitarias, pero no las ligadas al transcurso del tiempo.

De igual forma, la investigación de campo permitió la recolección información de fuentes directas a través de la elaboración de formularios. Según Andino (1979), este tipo de investigación se apoya con instrumentos como entrevistas, cuestionarios, encuestas, observaciones, y otros.

Finalmente, el trabajo se sustentó a partir de una investigación documental, que según Sierra (1996) tiene como objetivo central la búsqueda concreta en las fuentes de documentación y de las referencias bibliográficas correspondientes al tema elegido.

## Área de Estudio

### *Archipiélago de Galápagos*

El Archipiélago de Galápagos se ubica al este del Océano Pacífico occidental, en la línea ecuatorial, aproximadamente a 1000 kilómetros de la costa de Ecuador, país al cual pertenece políticamente (Chávez & Brusca, 1991; Ziegler, 1995; Bustamante, *et al.*, 2002). Se encuentra conformado por 233 unidades terrestres emergidas, entre islas, islotes y rocas, con una superficie total de 7.995,4 Km<sup>2</sup> y una línea costera de 1.688 Km (PNG, 2005).

En Galápagos existen dos áreas legalmente protegidas por el gobierno del Ecuador: el Parque Nacional y la Reserva Marina, zonas que a su vez, se hallan en calidad de Patrimonio Natural para la Humanidad según la UNESCO. El Parque Nacional Galápagos, creado en 1959, representa el 96,7 % de la superficie terrestre del archipiélago con un área de 773.258 ha. (PNG, 2005). La Reserva Marina de Galápagos, instaurada en 1998, es uno de los espacios marinos más importantes del mundo por su biodiversidad, contando con una superficie de 138.000 Km<sup>2</sup> medidas a partir de una franja de 40 millas náuticas desde de su línea base. (Heylings, *et al.*, 2002).

#### **Características generales.**

Las Islas Galápagos constituyen un archipiélago de origen volcánico reciente, entre 3 a 9 millones de años (Simkin, 1984; Ziegler, 1995; Tye, *et al.*, 2002). Están situadas en la confluencia de 3 placas tectónicas: Pacífico, Cocos y Nazca (Horwell & Oxford, 1999). Fueron creadas por erupciones de lava, a causa de movimientos en las placas, dando origen a unidades insulares dispersas, aisladas unas de otras por aguas profundas y que juntas forman la plataforma submarina denominada Galápagos (Houvenaghel, 1984; Chávez & Brusca, 1991; Ziegler, 1995; Tye, *et al.*, 2002). La ubicación de las Islas en una zona de confluencia de varias corrientes marinas del Pacífico, junto a su tamaño y geomorfología, actúan

para dar lugar al clima, fauna y flora únicos (Houvenaguel, 1984; Feldman, 1985; Chávez & Brusca, 1991; Bustamante, *et al.*, 2002; Santander, *et al.*, 2006).

La Corriente Sur Ecuatorial constituye el “vehículo” principal de especies hacia las islas (Bustamante, *et al.*, 2002). Se dirige superficialmente hacia el oeste, recibiendo varios aportes, especialmente por la Corriente fría de Perú y la Corriente tropical de Panamá (Houvenaguel, 1984; Banks, 2002). Por otro lado, la Subcorriente Ecuatorial de Cromwell ejerce influencia en la costa occidental del Archipiélago (Houvenaguel, 1984; Bustamante, *et al.*, 2002; Santander, *et al.*, 2006). Posee un flujo profundo de agua fría, rica en nutrientes, que se dirige por debajo de la superficie hacia el este, dispersándose al golpear con la Plataforma de Galápagos, lo que ocasiona el enfriamiento de la temperatura superficial del agua, afloramientos locales y el enriquecimiento de nutrientes en las capas superficiales, desarrollando la productividad marina occidental de las islas como Fernandina e Isabela (Houvenaguel, 1984; Bustamante, *et al.*, 2002; Banks, 2002). Varias especies de aves dependen de esta corriente como fuente de alimento siendo el caso del Pingüino de Galápagos y Cormorán no Volador (Boersma, 1977; Valle, 1994; Santander, *et al.*, 2006).

El clima seco subtropical estacional de las Islas Galápagos está regido por la interacción entre las corrientes oceánicas y los vientos alisios del noreste y sureste (Ziegler, 1995; Tye, *et al.*, 2002; Banks, 2002; Trueman & d’Ozouville, 2010). Se desarrollan dos estaciones irregulares. Una estación Cálido-Lluviosa, entre Enero y Mayo, originada cuando las aguas frías, traídas por la corriente de Perú, se debilitan y las aguas tibias del norte rodean las islas, incrementando la temperatura del mar hasta 26°C, con variabilidad en las precipitaciones a nivel terrestre y temperatura del aire oscilando entre 31 y 33°C. Y otra Fría-Seca, más conocida como estación de “garua”, entre Julio y Diciembre, cuando las corrientes del sur disminuyen la temperatura del mar hasta 16 °C, con sequía en partes bajas terrestres, persistencia de estratos de nubes en las zonas altas y temperaturas del aire entre 19 y 26 °C. (Colinvaux, 1984; Chávez & Brusca, 1991; Ziegler, 1995; Horwell & Oxford, 1999; Tye, *et al.*, 2002; Banks, 2002; Trueman & d’Ozouville, 2010).

El fenómeno de “El Niño”, también llamado “El Niño-Oscilación del Sur” (ENSO), es causado por el debilitamiento de los vientos alisios del sureste y la acumulación de las aguas cálidas, lo que produce elevación extrema de la temperatura del mar y lluvias torrenciales cada 2 a 10 años en ciclos irregulares, que en periodos prolongados, puede durar hasta el mes de julio, lo que afecta drásticamente a la flora y fauna de Galápagos, de forma particular a las aves marinas (Valle, 1985; Tye, *et al.*, 2002; Banks, 2002; Trueman & d’Ozouville, 2010).

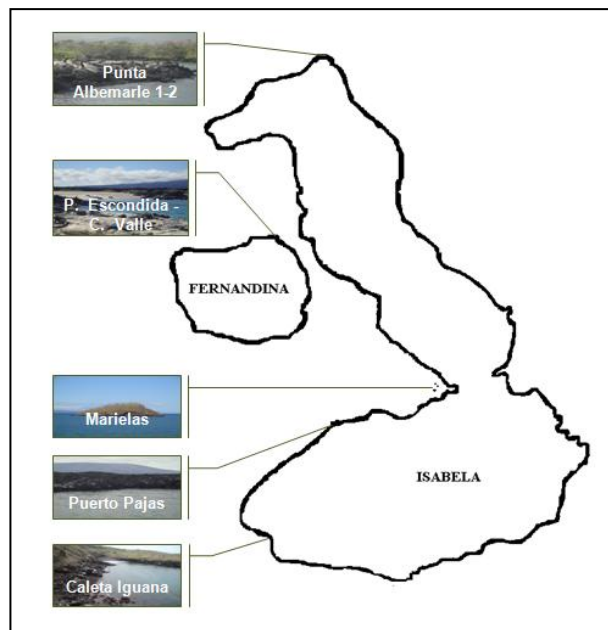
Según Tye, *et al.* (2002), las comunidades de plantas de Galápagos definen los ambientes disponibles para la fauna a nivel terrestre. A causa de las particulares climáticas de Galápagos, existen cuatro zonas de vegetación establecidas: Litoral o Costa, Árida, Transición y Húmeda (Scalesia, Miconia, Café y Pampa) (Eliasson, 1984; Valdebenito, 1995; Tye, *et al.* 2002; Itow, 2003). Respecto al ecosistema marino, se diferencian dos ambientes complejos: La Costa Somera (Intermareal Rocosos, Submareal Rocosos, Playas de Arena, Paredes verticales, Arrecife de coral, Manglar y Lagunas Costeras) y el Mar abierto y Aguas profundas (Zonas de Surgencia, Montes marinos, Mar pelágico, Plataforma de Galápagos y laderas, Llanos abisales y Comunidades hidrotermales) (Bustamante, *et al.*, 2002).

### ***Sitios de Muestreo***

La investigación de campo se realizó en las costas insulares de Fernandina, Isabela y Marietas, debido a que en ellas se asienta el mayor registro poblacional de las aves en estudio, según datos históricos (Harris, 1974; Boersma, 1977; Bungham, 2000, Jiménez-Uzcátegui & Wiedenfeld, 2002).

En cada Isla se seleccionaron diferentes colonias de muestreo en base a la presencia de mayor número de individuos según los datos históricos desde los setenta, facilidad de captura y sitios de anidación (Jiménez-Uzcátegui, FCD: Com. pers. 2011). La recolección de datos para el Pingüino de Galápagos se efectuó en

la costa occidental de la Isla Isabela e Islotes Marielas, en tres colonias reproductivas denominadas Caleta Iguana ( $0^{\circ}97'668''S$ ,  $91^{\circ}44'682''W$ ), Puerto Pajas ( $0^{\circ}.75'480''$ ,  $91^{\circ}.37'505''W$ ) y Marielas ( $0^{\circ}59'570''S$ ,  $91^{\circ}08'750''W$ ). Para el Cormorán no volador, la muestra se efectuó en la línea costera de Fernandina y el extremo norte de Isabela, en las colonias reproductivas llamadas Playa Escondida ( $0^{\circ}26'269''S$ ,  $91^{\circ}46'822''W$ ), Carlos Valle ( $0^{\circ}26'076''S$ ,  $91^{\circ}45'950''W$ ), Punta Albemarle 1 ( $0^{\circ}15'400''N$ ,  $91^{\circ}36'652''W$ ) y Punta Albemarle 2 ( $0^{\circ}16'223''N$ ,  $91^{\circ}35'947''W$ ).



**Gráfico No. 3: Área de estudio: Isla Isabela y Fernandina, Galápagos, Ecuador.**

**Fuente: Vargas, *et al.*, 2006.**

**Elaboración: El autor.**



## **Población y Muestra**

En el presente trabajo, se empleó un estudio dirigido no probabilístico casual, debido a que los elementos que conformaron la muestra fueron los más accesibles a partir de la situación poblacional, geográfica y manejo de cada colonia en estudio. Según Thrusfield (1990), este tipo de muestreo es aquel en que la elección de la muestra queda en manos del investigador.

### ***Spheniscus mendiculus***

De acuerdo a los censos poblacionales de *Spheniscus mendiculus* en el año 2011, se registraron 752 ( $\pm 200$ ) individuos, estimándose un índice poblacional en las Islas Galápagos de 1319 individuos (Jiménez-Uzcátegui, 2012).

Para el censo de Diciembre 2011, en la colonia Caleta Iguana se registraron 103 pingüinos, en Puerto Pajas 31 y en Marielas 99 (Datos no publ., Jiménez-Uzcátegui 2011). De acuerdo a Vargas, *et al.* (2005) el censo estima el 57% de la población, por lo que el índice poblacional para cada colonia en estudio sería: 181; 54; y, 174 respectivamente.

Durante el monitoreo de Diciembre 2011 se recolectaron un total de 59 individuos: 18 en Caleta Iguana, 20 en Puerto Pajas y 21 en Marielas. En la segunda salida de campo (Marzo 2012), se muestreó 60 aves: 14 en Caleta iguana, 17 en Puerto Pajas y 29 en Marielas. Finalmente, en Junio 2012, se capturó 49 individuos: 15 en Caleta Iguana, 15 en Puerto Pajas y 19 en Marielas. Entre los tres monitoreos, se recapturaron 18 aves en las 3 colonias de estudio.

**Tabla No. 5: Muestra estudiada de *S. mendiculus* por monitoreos según colonias.**

Monitoreo	Diciembre 2011	Marzo 2012	Junio 2012	Total
Caleta Iguana	18	14	15	47
Puerto Pajas	20	17	15	52
Marielas	21	29	19	69
<b>Total</b>	59	60	49	168

\*18 individuos fueron recapturados durante todo el periodo de estudio.

**Fuente: Investigación directa.**

**Elaboración: El autor.**

### *Phalacrocorax harrisi*

De acuerdo a los censos poblacionales de *Phalacrocorax harrisi* en el año 2011, se registraron 1333 ( $\pm 140$ ) individuos, estimándose un índice poblacional para en las Islas Galápagos de 1612 individuos (Jiménez-Uzcátegui, 2012).

Para el censo de Diciembre 2011, en la colonia Playa Escondida-Carlos Valle, se registraron 91 aves y en Punta Albemarle 1-2, 87 (Datos no publ., Jiménez-Uzcátegui, 2011). De acuerdo a Valle (1994), el censo estima el 82,7% de la población, por lo que el índice poblacional para cada colonia en estudio sería 110 y 105 respectivamente.

Durante el monitoreo de Diciembre 2011 se estudiaron un total de 60 individuos: 10 en Playa Escondida, 20 en Carlos Valle, 10 en Punta Albemarle 1 y 20 en Punta Albemarle 2. En Marzo 2012, se muestreó 48 aves: 13 en Playa Escondida, 9 en Carlos Valle y 16 en Punta Albemarle 1 y 10 en Punta Albemarle 2. Finalmente, en Junio 2012, se capturaron 35 individuos: 6 en Playa Escondida, 8 en Carlos Valle y 5 en Punta Albemarle 1 y 16 en Punta Albemarle 2. Entre los tres monitoreos, se recapturaron 21 aves en las 3 colonias de estudio

**Tabla No. 6: Muestra estudiada de *P. harrisi* por monitoreos según cada colonia.**

<b>Monitoreo</b>	<b>Diciembre 2011</b>	<b>Marzo 2012</b>	<b>Junio 2012</b>	<b>Total</b>
<b>Playa Escondida</b>	10	13	6	29
<b>Carlos Valle</b>	20	9	8	37
<b>Punta Albemarle 1</b>	10	16	5	31
<b>Punta Albemarle 2</b>	20	10	16	46
<b>Total</b>	60	48	35	143

\*21 individuos fueron recapturados durante todo el periodo de estudio.

**Fuente: Investigación directa.**

**Elaboración: El autor.**

## Operacionalización de Variables

**Variable Independiente:** Edad.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Tiempo de vida estimado a partir de características físicas y morfométricas del animal.	Juveniles	Características físicas y morfométricas	Porcentaje	Registro de Observación.
	Adultos	Características físicas y morfométricas		

**Variable Independiente:** Sexo.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Caracteres orgánicos que en cada especie distinguen el macho de la hembra.	Macho	Características físicas y morfométricas	Porcentaje	Registro de Observación.
	Hembra	Características físicas y morfométricas		

**Variable Independiente:** Peso Corporal.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Masa corporal expresada en kilogramos	Peso	Número de kilogramos por animal	Kg.	Registro de Observación.

**Variable Independiente:** Índice Masa Corporal.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Valor que indica el estado nutricional de un animal.	IMC	Peso Corporal (kg) /Altura <sup>2</sup> (m)	Porcentaje	Registro de Observación.

**Variable Independiente:** Colonia.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Conjunto de animales de la misma especie que vive en un lugar concreto durante un periodo limitado.	Caleta Iguana	Ubicación geográfica	Porcentaje	Registro de Observación
	Puerto Pajas			
	Marielas			
	Playa Escondida			
	Carlos Valle			
	Punta Albemarle 1			
Punta Albemarle 2				

**Variable Dependiente:** Endoparasitosis.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Alteración de la función vital por presencia de parásitos intestinales.	Positivo	Presencia de huevos y ooquistes de parásitos	Porcentaje	Registro de Laboratorio
	Negativo	Ausencia de huevos y ooquistes de parásitos		
	Tipo de parásito	Características Morfológicas de huevos y ooquistes de parásitos.		

**Variable Dependiente:** Constantes Fisiológicas.

CONCEPTUALIZACIÓN	CATEGORIA	INDICADOR	VALORACIÓN	INSTRUMENTO
Son aquellos valores que indican el estado hemodinámico del animal.	Frecuencia Cardiaca*	Sonido de Latidos por minuto.	Lat/min.	Registro de Observación
	Frecuencia Respiratoria*	Movimientos respiratorios por minuto.	Resp/min.	
	Temperatura Cloacal*	Calor en la cloaca y su pérdida	°C.	

\* En condición de captura temporal.

## **Técnicas e Instrumentos de Recolección de Datos**

### ***Exámenes clínicos y recolección muestras fecales***

El examen clínico y la recolección de muestras fecales se realizó conjuntamente con los monitoreos poblacionales, los meses de Diciembre 2011, Marzo y Junio 2012.

Para la captura de las aves, fue necesario regirse a su comportamiento. En los pingüinos, el muestreo se realizó antes de las 6:00 am y 16:00 pm, cuando las aves se encontraron en las rocas costeras. En cormoranes, al ser sedentarios, se efectuó en el transcurso del día, en los sitios de nidación, desde las 6:00 am.

La captura de las aves se llevó a cabo con la ayuda de los guarda parques del Parque Nacional Galápagos y el personal técnico de la Fundación Charles Darwin. Para pingüinos, se utilizaron redes con aros, equipados con una extensión de manija de 3 metros, mientras que para cormoranes se utilizó, ganchos de cuello con manija de similar longitud. La manipulación de las aves se realizó individualmente, empleando guantes de tela o cuero, y después de inmovilizar a cada animal se colocó una tela oscura de 10 cm x10 cm para reducir su visión y ligas en el pico para evitar alguna afectación al personal.

Para la identificación de las aves se colocó microchips, *Avid<sup>®</sup> American Veterinary Identification Devices, USA*, tipo Musicc, de 14mm de largo, o *Datamars<sup>®</sup>, T-IS 8010, Switzerland*, de 13,3 x 12 mm, en la epidermis, región del tarso, empleando jeringuillas plásticas y agujas metálicas estériles especiales. Los microchips fueron reconocidos por lectores digitales *Avid<sup>®</sup> Minitraker II* o *Datamars<sup>®</sup> ISO MAX V*.

Posteriormente se tomaron las medidas morfométricas (largo de culmen, ancho del pico, profundidad del pico, largo de ala -pingüino- o tarso -cormorán-) mediante el uso de un calibrador metálico de 1 mm de precisión y una regla metálica de 35 y 60

cm de longitud, que ayudó a diferenciar el sexo y la edad de los individuos. Ésta información se registró en los formularios respectivos.

Una vez que cada animal se encontraba relajado, se tomó los datos clínicos en captura: frecuencia cardiaca (15 segundos) empleando un estetoscopio de doble manguera de uso pediátrico y registrando su valor correspondiente a un minuto. La frecuencia respiratoria (15 segundos) mediante la observación el pecho del animal anotando el resultado de un minuto. La temperatura cloacal se obtuvo con un termómetro rectal digital, display de 6 voltios, *Microlife*<sup>®</sup>, *China*. La información colectada fue colocada en los formularios respectivos (Anexo A).

Posteriormente, se identificó los crio tubos con los 4 números finales del microchip del ave. Los crioviales plásticos tapa rosca, herméticos, de 1,8 ml de capacidad, *Corning*<sup>®</sup>, *New York, USA*, e *IMEC*<sup>®</sup>, contenían 0,5 ml de formol aldehído 10%, previamente preparado. Para la toma de heces se emplearon hisopos estériles, *Puritan Medical Products Company LLC, Guildford, U.S.A*, empapados con solución fisiológica e introducidos a través de la cloaca. Adicionalmente, en el monitoreo de Junio 2012, para *S. mendiculus* se tomaron muestras fecales integra mediante la elaboración de cajas divididas de dimensión de 17 cm de longitud y 15 cm de ancho para cada animal (Anexo F). Todas las muestras fecales se ubicaron en los criotubos identificados, almacenándolos en una heladera plástica con gel refrigerante a 4°C.

A continuación, se determinó el peso de las aves, utilizando un cinturón de poliéster de 95 cm y una Pesola<sup>®</sup> *Baar Suiza*, de 5 kg con precisión de 50 g, anotando su valor en los formularios. Al finalizar, se pintó al ave con un marcador rojo permanente *Pelikan*<sup>®</sup>, *Argentina* con el fin de evitar una segunda manipulación, se retiraron los elementos de sujeción y se liberó de forma adecuada.

### *Técnica cualitativa de concentración por flotación simple*

Las muestras fecales provenientes del campo fueron analizadas hasta 5 meses posteriores a su recolección en el Centro Internacional de Zoonosis de la Universidad Central del Ecuador y la Fundación Charles Darwin.

Después de colocar los crioviales en gradillas, a cada uno se añadió la solución de Sulfato de zinc hasta las 2/3 partes, tapándolos y agitándolos mecánicamente o mediante un mezclador análogo *Fisher Scientific® Mini Vortexer, U.S.A.* La solución Sulfato de zinc fue de densidad 1.20, la cual se obtuvo ocupando aproximadamente 331 gr de ZnSO<sub>4</sub> por cada 1000 ml de agua (Dryden. *et al.*, 2005), dicha densidad fue comprobada con la utilización de picnómetros. Posteriormente se centrifugó durante un minuto a 3500 rpm empleando una centrifuga *Hettich® EBA 20, Alemania.* Se llenó con la misma solución el tubo hasta formar un menisco convexo en el borde, y sobre el mismo, se colocó una lámina cubreobjetos de 22x22 mm, de 0,13-0,17 mm de espesor *VQIR® China*, evitando la formación de burbujas. Luego, se dejó reposar durante 20 minutos. Seguidamente, se retiró la lámina de cubreobjetos, colocándola sobre un portaobjeto *Fisherbrand® USA*, de 25x75x1.0 mm, para analizarla en un microscopio compuesto *Carl Zeiss® Axiostar plus* con lentes de 10x y 40x de magnificación.

Los hallazgos de formas reproductivas parasitarias fueron medidos micrométricamente, fotografiados con una cámara *Sony* digital de 5.0 mega pixeles y registrados en los formularios respectivos. En el caso de hallazgos de protozoarios de difícil identificación, se procedió a teñir la placa con Lugol (80 gr KI, 40 gr cristales de yodo y 4000 ml agua destilada) y MIF (5 ml glicerina, 25 ml formol 40%, 200 ml merthiolate 1/100 y 250 ml agua destilada). Finalmente, se identificaron los géneros de los hallazgos, a partir de claves en bibliografía como: Moravec, 2009; Soulsby, 1987; Gardner & Thew, 2006; López Páez, *et al.* 2006; Permin & Hansen, 1998; y, artículos especializados como: Yabsley, 2006; Greiner & Ritchie, 1994; Fredes *et al.*, 2007; Amato, *et al.*, 2006, entre otros.



Para adquirir mayor destreza en la metodología a utilizar y desarrollar la capacidad de identificación de las formas reproductivas de parásitos gastrointestinales, se realizó un entrenamiento previo con el personal técnico del laboratorio del Centro Internacional de Zoonosis, Universidad Central del Ecuador en Enero del 2012.

### **Validez y Confiabilidad de Instrumentos.**

El trabajo de campo se realizó bajo los objetivos del proyecto de conservación a largo plazo denominado “Monitoreo de Pingüinos y Cormoranes”, cuyo líder es el Dr. Gustavo Jiménez-Uzcátegui. La mayor parte de los instrumentos de la investigación son empleados en los estudios poblaciones de estas aves, según metodologías iniciadas en los años setenta que fueron perfeccionadas en los últimos años por parte de la Fundación Charles Darwin y Parque Nacional Galápagos (Harris, 1874b; Boersma, 1977; Valle, 1983; Vargas, 2006; Jiménez-Uzcátegui, 2010). Los instrumentos específicos se apoyan en la revisión de diferentes fuentes bibliográficas y referencias electrónicas en estudios similares anteriores como (Fredes, *et al.*, 2007; Fredes, *et al.*, 2008; González–Acuña, *et al.*, 2008), adecuándolas a las condiciones del medio.

La técnica de concentración simple es un método cualitativo que se basa en la ubicación de la mayor parte de formaciones parasitarias sobre la superficie de la emulsión fecal, utilizando un líquido de peso específico superior al de las estructuras parasitarias (Borchert, 1975), siendo útil para la detección de huevos de nematodos, cestodos, acantocephalos y oocystos de coccidias en estudios preliminares (Greiner, 1989). El protocolo de la técnica utilizada fue establecido de acuerdo a la experiencia de investigaciones anteriores como Greiner & Ritchie (1994), Permin & Hansen (1998), Morales (2010) y al entrenamiento previo realizado con el personal técnico del Centro Internacional de Zoonosis, UCE.

## Técnicas de Procesamiento y Análisis de Datos

La información recolectada fue organizada y analizada empleando los programas Microsoft Office Excel 2007 y SPSS Statistics 17.0.

El Índice de masa corporal de las dos especies en estudio fueron obtenidos mediante análisis de Correlación de Pearson y Regresión Lineal a 95% de confiabilidad a partir de la longitud del ala (pingüinos) y tarso (cormoranes) de todos los individuos y la longitud del cuerpo de las aves del monitoreo para luego aplicar la respectiva formula (IMC = Peso (kg)/Altura<sup>2</sup>(m)).

Para el estudio de frecuencias de endoparasitosis según la localización, sexo y edad de las aves se recurrió al test de X<sup>2</sup> (Chi cuadrado) a un nivel de confiabilidad de 95% y 1 o 2 grados de libertad de acuerdo al número de variables. Cuando los valores de X<sup>2</sup> fueron mayores a 3,84 y 5,99 se consideró que existía relación entre el parasitismo y alguno de los parámetros estudiados (p<0,05).

Se realizó la Prueba “t Student” a 95% de confiabilidad (p<0,05), para evaluar las diferencias entre los promedios del peso, índice de masa corporal y constantes fisiológicas en relación a la presencia o no de endoparasitosis; de igual forma, entre las constantes fisiológicas, el sexo y edad de las aves.

Se utilizó la prueba de Correlación de Pearson y Regresión cuadrática a niveles de 95% y 99% de confiabilidad para conocer la relación entre las constantes fisiológicas, peso e índice de masa corporal.

Los datos se presentan en tablas y gráficos para lo cual se manejaron los programas: Microsoft Office Excel 2007, Microsoft Office Word 2007 y Paint Windows 7 Home Premium.

## **CAPÍTULO IV RESULTADOS**

### **Resultados *Spheniscus mendiculus***

#### ***Endoparasitosis Intestinal en S. mendiculus***

En el periodo comprendido entre Diciembre 2011 y Junio 2012, durante 3 monitoreos poblacionales se capturaron 168 pingüinos en las colonias reproductivas denominadas “Caleta Iguana”, “Puerto Pajas” y “Marielas” ubicadas en la Isla Isabela e Islote Marielas, de las cuales 167 muestras fecales fueron recolectadas.

De 167 muestras fecales analizadas mediante examen de flotación, 141(84,43%) fueron negativas a todo tipo de estructura parasitaria; mientras que, 26 (15,57%) resultaron positivas.

### Endoparasitosis según zonas de estudio.

En cada colonia de estudio, la prevalencia de endoparasitosis intestinal en Marielas fue de 26,47% (18/68), seguida por 10,64% (5/47) en Caleta iguana y 5,77% (3/52) en Puerto Pajas. Al realizar el análisis estadístico, se determinó un valor de  $X^2$  de 10,82 (Tabla No. 7), lo que indica que la presencia de parasitosis difiere de acuerdo a la localización.

**Tabla No. 7: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Spheniscus mendiculus* en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012.**

Colonia	Individuos <i>S. mendiculus</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
Caleta Iguana	47	28,14	5	10,64	10,82	0.00
Puerto Pajas	52	31,14	3	5,77		
Marielas	68	40,72	18	26,47		
<b>Total</b>	167	100	26	15,57		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Endoparasitosis según sexo y edad.

Los individuos de sexo femenino, en las 3 zonas de estudio, presentaron mayor presencia de endoparasitosis intestinal 23,80% (15/63) frente a 10,89% (11/101) correspondiente a los machos. Al realizar el análisis estadístico excluyendo a los individuos de sexo no determinado, se estableció un valor de  $X^2$  de 4,84 (Tabla No. 8), lo que indica que la presencia de parasitosis difiere de acuerdo al sexo.

En cuanto a la edad, las 26 muestras positivas pertenecieron a individuos adultos 16,04% (26/162). Cabe mencionar que todas las 5 muestras colectadas de juveniles fueron negativas.

**Tabla No. 8: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Spheniscus mendiculus* según el sexo en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012.**

Colonia	Individuos <i>S. mendiculus</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
Hembras	63	37,72	15	23,81	4,85	0,02
Machos	101	60,48	11	10,89		
No determinado	3	1,80	0	0		
<b>Total</b>	<b>167</b>	<b>100</b>	<b>26</b>	<b>15,57</b>		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Endoparasitosis según peso corporal.

Respecto al peso corporal, las hembras mostraron un valor promedio de 1,81 kilogramos (S=0,40; n= 63); mientras que los machos presentaron 2,09 kilogramos (S=0,53; n=101). Al realizar el análisis estadístico del peso según sexo y las aves parasitadas y no parasitadas, se obtuvo un valor de “t” de 1,68 para hembras y 1,15 para machos (Tabla No. 9), demostrando que no existe diferencia significativa entre el peso y la presencia de parasitosis según el sexo.

**Tabla No. 9: Determinación de “t student” para el peso de machos y hembras entre no parasitados y parasitados *Spheniscus mendiculus*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Diagnóstico Parasitosis	n	Media	Error Standard	“t” calculada	P
Peso hembras (kg.)	Negativo	48	1,41	0,07	1,68	0,10
	Positivo	15	1,20	0,10		
Peso Machos (kg.)	Negativo	90	1,68	0,06	1,15	0,25
	Positivo	11	1,45	0,15		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DNS= Diferencia altamente significativa.

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Endoparasitosis según índice de masa corporal.

Al calcular del Índice de Masa Corporal (IMC) en 149 aves el valor promedio fue 8,09 (S= 2,11). Analizando estadísticamente dicho parámetro respecto a los casos positivos y negativos a parasitosis, se obtuvo un valor de “t” de 1,34 (Tabla No. 10), lo que sugiere que no existe relación entre la presencia de endoparasitosis y el índice de masa corporal en los pingüinos estudiados.

**Tabla No. 10: Determinación de “t student” para el Índice de Masa Corporal entre no parasitados y parasitados *Spheniscus mendiculus*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Diagnóstico Parasitosis	n	Media	Error Standard	“t” calculada	p
IMC	Negativo	125	7,69	0,19	1,28	0,20
	DNS					
	Positivo	24	7,08	0,35		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), IMC= Índice de masa corporal, DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

De igual manera, al clasificar los individuos según su IMC, las aves de “< 6” presentaron 19% de casos positivos (4/21); de “6 – 8,9” 18,6% (16/86); y, de “9 – 12” 11,11% (4/36). Analizando estadísticamente, el valor de  $X^2$  fue de 2,24 (Tabla No. 11), demostrando que no existe relación entre la clasificación de IMC y parasitosis.

**Tabla No. 11: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Spheniscus mendiculus* según la valoración del Índice de Masa Corporal en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012.**

IMC	Individuos <i>S. mendiculus</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
< 6	21	14,09	4	19,04	2,34	0,50
6 – 8,9	86	57,72	16	18,6		
9 – 12	36	24,16	4	11,11		
> 12	6	4,03	0	0		
<b>Total</b>	149	100	24	16,10		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**



### Endoparasitosis y constante fisiológicas.

Al realizar el análisis estadístico entre las constantes fisiológicas y los casos positivos y negativos a endoparasitosis, se determinó que existe diferencia significativa entre la frecuencia cardiaca y la presencia o no de parásitos; mientras que, para la temperatura cloacal y frecuencia respiratoria no se evidenciaron diferencias significativas. Los resultados se presentan en la Tabla No. 12.

**Tabla No 12: Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas entre no parasitados (n=141) y parasitados *S. mendiculus* (n=26), Galápagos, 2012.**

Parámetro	Diagnóstico Parasitosis	Media	Error Standard	“t” calculada	P	
Temperatura Cloacal (°C)	Negativo	DNS	38,79	0,07	0,82	0,42
	Positivo		38,65	0,11		
Frecuencia Cardiaca (Lat/min)	Negativo	DS	157,80	2,34	2,71	0,01
	Positivo		141,54	5,85		
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	Negativo	DNS	17,28	0,31	1,80	0,07
	Positivo		15,85	0,68		

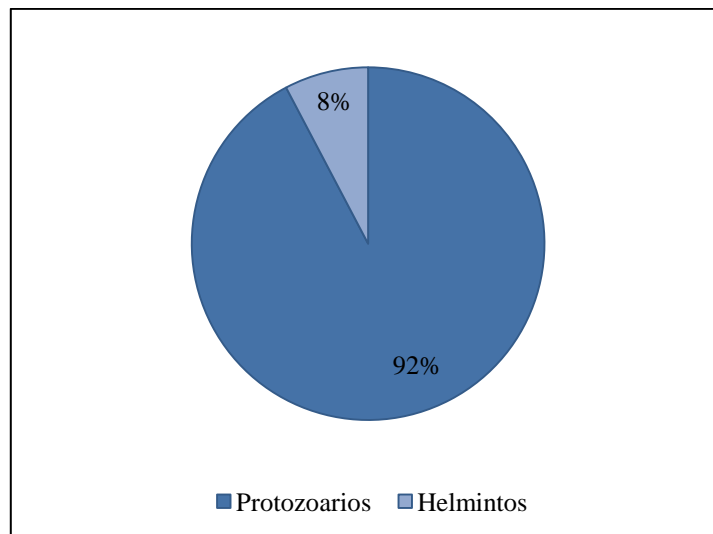
p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DS= Diferencia significativa, DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Identificación de endoparasitosis intestinal.

En las 26 muestras fecales positivas fue posible identificar 2 tipos de estructuras parasitarias, siendo las parasitosis exclusivas por helmintos en 2 (7,7%) y por protozoarios 24 (92,30%), sin observar asociaciones parasitarias por muestra (Gráfico No 4). En Caleta Iguana el 100% de las formas parasitarias fueron Protozoarios (5/5). En Puerto Pajas el 33,33% fueron Cestodos (1/3), el 33,33% Nematodos (1/3) y el 33,33% Protozoarios (1/3). En Marielas el 100 % fue Protozoarios (18/18).

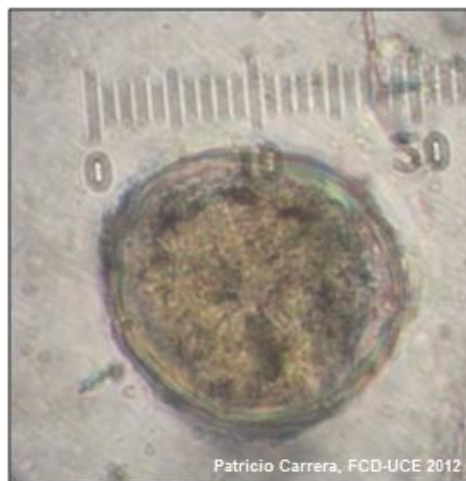


**Gráfico No. 4: Tipos de parásitos diagnosticados en *Spheniscus mendiculus* en las colonias reproductivas Caleta Iguana, Puerto Pajas y Marielas, Galápagos, 2012 (n=26).**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

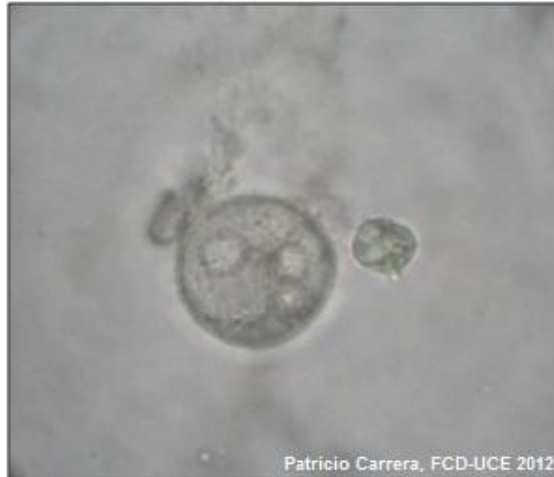
En una muestra fecal (3,8%) se encontró un huevo de *Contracaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) de tamaño 50  $\mu\text{m}$  de largo por 45  $\mu\text{m}$  de ancho (Gráfico No 5); en otra (3,8%) se halló un proglótide de Cestodo que midió 100  $\mu\text{m}$  de largo por 100  $\mu\text{m}$  y 70  $\mu\text{m}$  de ancho (Gráfico No 6); en 3 (11,5%) se observaron quistes de *Entamoeba* spp. (Sarcomastigophora: Endamoebidae) en escasa cantidad (<15 quistes/placa) (Gráfico No 7); y, en 21 restantes (80,8%) se evidenciaron ooquistes de Sporozoa (Apicomplexa) de diferente tamaño en escaza cantidad (Gráfico No. 8 - 10).



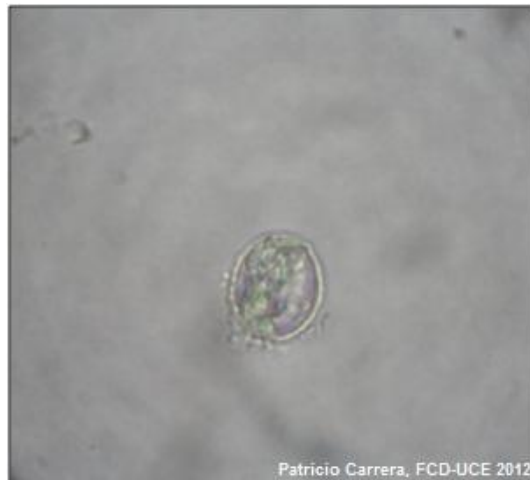
**Gráfico No. 5: Huevo de *Contracaecum* sp. encontrado en las heces de *Spheniscus mendiculus*, Puerto Pajas, Galápagos, 2012 (40x).**



**Gráfico No. 6: Proglótide de Céstodo encontrado en las heces de *Spheniscus mendiculus*, Puerto Pajas, Galápagos (10x).**



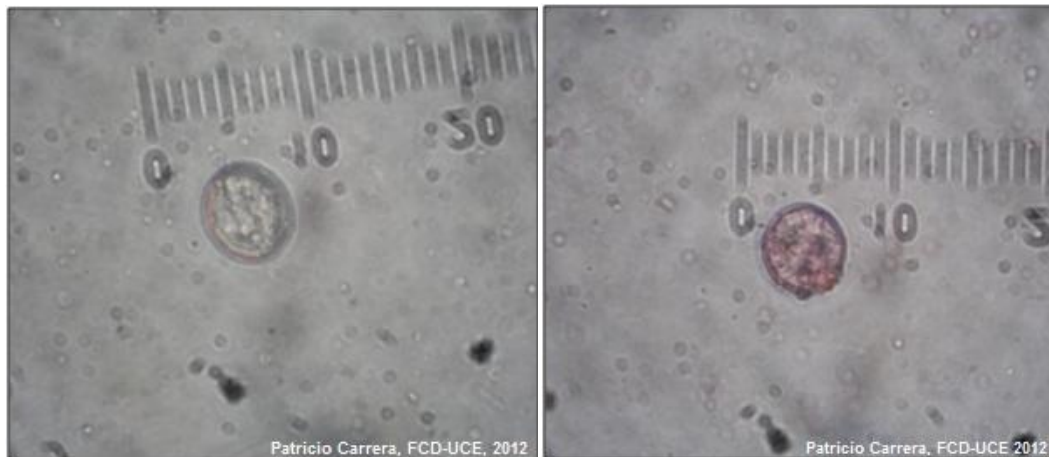
**Gráfico No. 7: Quiste de Entamoeba spp. encontrado en las heces de *Spheniscus mendiculus*, Marielas, Galápagos, 2012 (40x).**



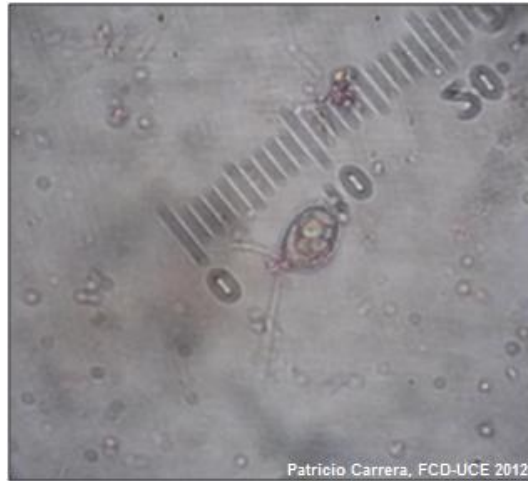
**Gráfico No. 8: Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de *Spheniscus mendiculus*, Marielas, Galápagos (40x).**

**A.**

**B.**



**Gráfico No. 9: A. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de *Spheniscus mendiculus* (40x), Marielas, Galápagos. B. Ooquiste de Sporozoa en las heces de *Spheniscus mendiculus* teñido con coloración MIF, Marielas, Galápagos (40X).**



**Gráfico No. 10: Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de *Spheniscus mendiculus* teñido con coloración MIF, Marielas, Galápagos (40x).**

### *Constantes Fisiológicas en S. mendiculus.*

#### **Determinación de constantes fisiológicas.**

Para la determinación de la temperatura corporal, frecuencia cardiaca y respiratoria de 168 individuos *S. mendiculus* se aplicaron medidas de tendencia central y dispersión. Esta información se observa en la Tabla No. 13.

**Tabla No. 13: Cálculo de medidas de tendencia central y dispersión para la determinación de las constantes fisiológicas en *S. mendiculus*, Galápagos 2012.**

Medidas	Constantes Fisiológicas <i>S. mendiculus</i> (n=168)		
	Temperatura Cloacal (°C)	Frecuencia Cardiaca (Lat/min)	Frecuencia Respiratoria (Resp/min)
Media ( $\bar{X}$ )	39,24	155,13	17,05
Máximo	40,60	212,00	28,00
Mínimo	35,30	78,00	12,00
Desviación Estándar (S)	0,78	28,66	3,75
Error Estándar ( $S\bar{x}$ )	0,06	2,21	0,29
Coefficiente de variación (CV)	1,98%	18,47%	21,97%
Intervalo de confianza (IC95%)	(39,12<u<39,36)	(150,80<u<159,46)	(16,48<u<17,61)

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Constantes fisiológicas según sexo.

Con respecto al sexo, se determinó que no existe diferencia significativa entre las constantes fisiológicas y el género de las aves (macho y hembra). Los resultados se presentan en la Tabla No. 14.

**Tabla No. 14: Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas entre Hembras (n=63) y Machos (n=102) *S. mendiculus*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Género	Media	Error Standard	“t” calculada	p
Temperatura Cloacal (°C)	Hembras	38,70	0,10	-0,75	0,46
	Machos	38,79	0,08		
Frecuencia Cardíaca (Lat/min)	Hembras	154,16	3,52	-0,36	0,72
	Machos	155,76	2,79		
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	Hembras	16,76	0,47	-0,88	0,38
	Machos	17,29	0,37		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**



### Constantes fisiológicas según edad.

Con respecto la relación etarea, se determinó que no existe diferencia significativa entre las constantes fisiológicas y la edad de las aves. Los resultados se presentan en la Tabla No. 15.

**Tabla No. 15: Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas entre adultos (n=163) y juveniles (n=5) *Spheniscus mendiculus*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Relación etarea	Media	Error Standard	“t” calculada	p
Temperatura Cloacal (°C)	Adulto	38,77	0,06	-0,64	0,52
	Juvenil	39,00	0,32		
Frecuencia Cardiaca (Lat/min)	Adulto	155,03	2,23	-0,26	0,79
	Juvenil	158,40	17,60		
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	Adulto	17,01	0,29	-0,82	0,41
	Juvenil	18,40	1,60		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Constantes fisiológicas según peso corporal.

La correlación entre el peso corporal y los valores de las constantes fisiológicas de los pingüinos estudiados se observa en la Tabla No. 16, evidenciando que existe relación entre las variables.

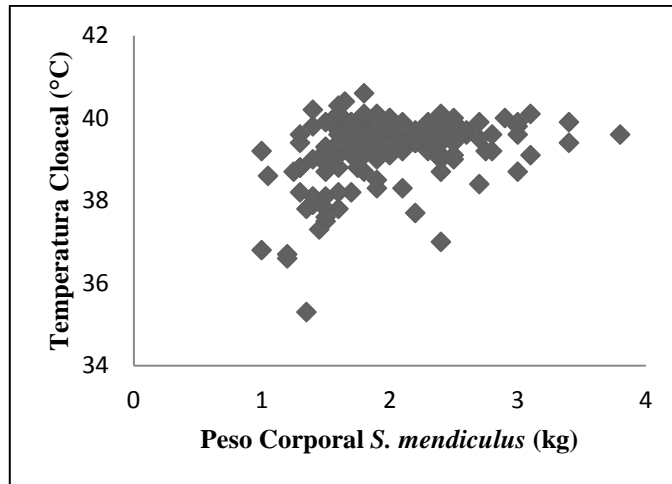
**Tabla No. 16: Correlación entre el peso y las constantes fisiológicas de *Spheniscus mendiculus* (n=168), Galápagos, 2012.**

Parámetro	r calculada	CD	P
Temperatura Cloacal (°C)	0,23	DAS	6,1% 0,00
Frecuencia Cardíaca (Lat/min)	0,32	DAS	11,1% 0,00
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	0,29	DAS	9,3% 0,00

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), r= Coeficiente de correlación, DAS= Diferencia altamente significativa (0,01), CD= Coeficiente de determinación.

**Fuente: Investigación directa**

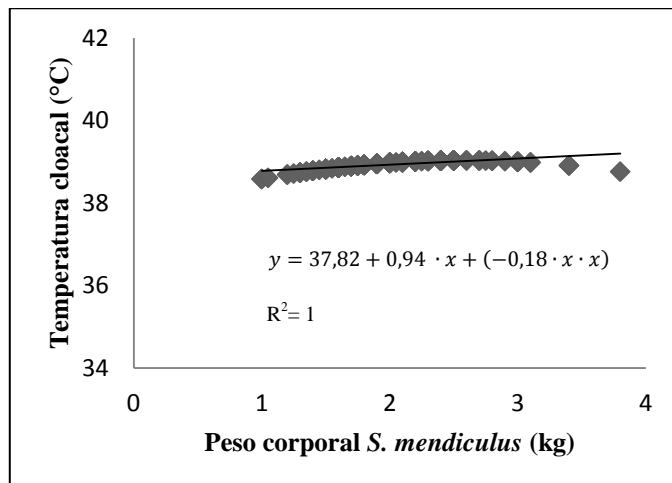
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 11: Diagrama de dispersión para *S. mendiculus* entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación Directa**

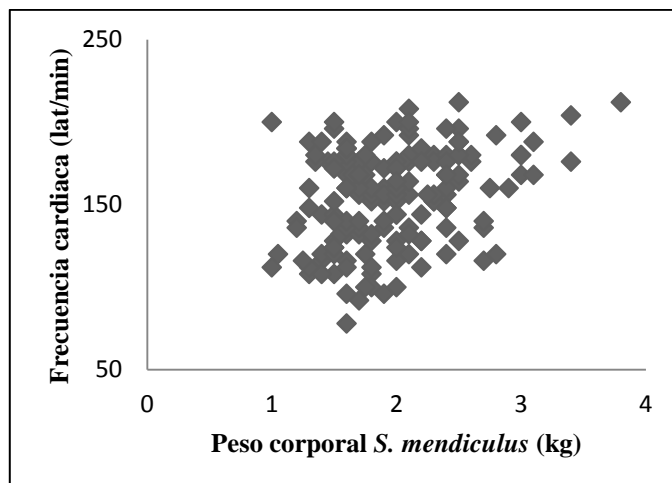
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 12: Ajuste de la curva de regresión para *S. mendiculus* entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación Directa**

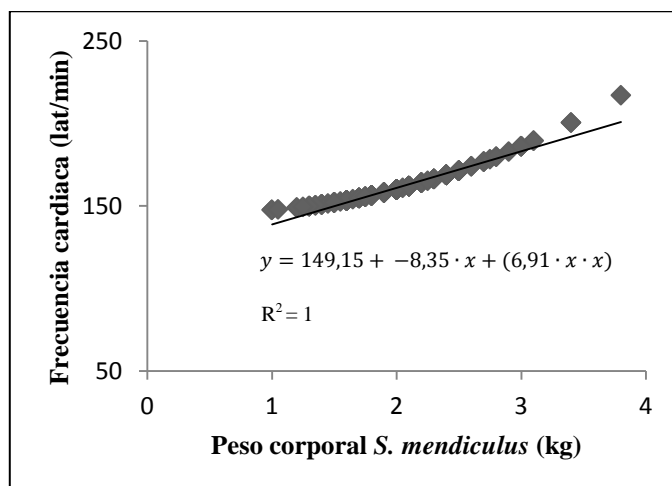
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 13: Diagrama de dispersión para *S. mendiculus* entre el peso corporal vs frecuencia cardiaca, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

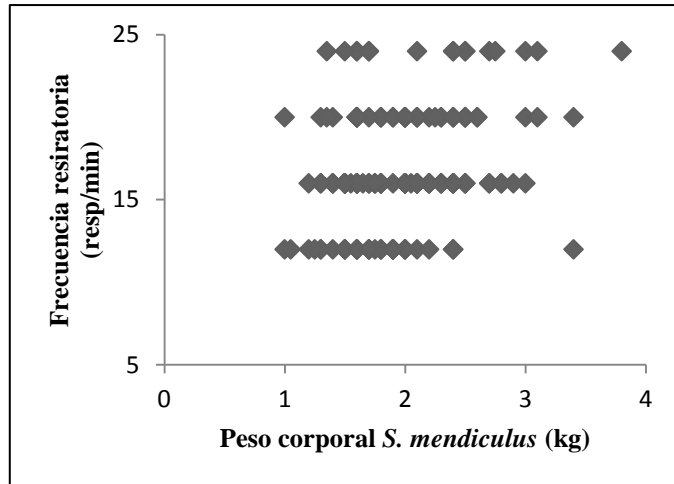
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 14: Ajuste de la curva de regresión para *S. mendiculus* entre el peso corporal vs frecuencia cardiaca, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación Directa**

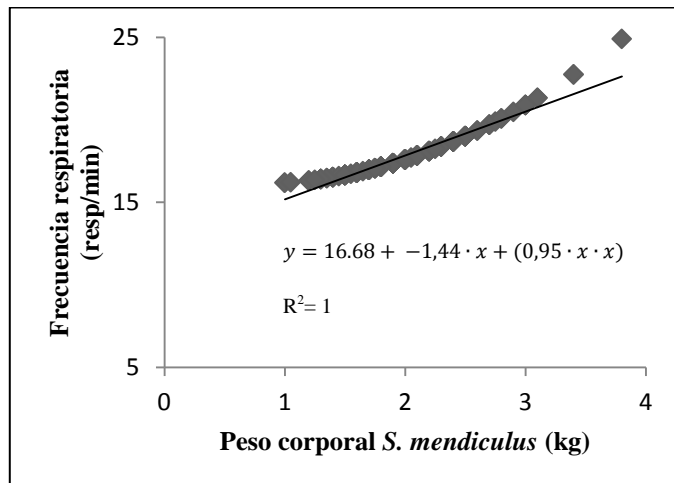
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 15: Diagrama de dispersión para *S. mendiculus* entre el peso corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 16: Ajuste de la curva de regresión para *S. mendiculus* entre el peso corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Constantes fisiológicas según índice de masa corporal.

La correlación entre el valor del Índice de masa corporal y los valores de las constantes fisiológicas de los pingüinos estudiados se observa en la Tabla No. 17, evidenciando que existe relación entre las variables.

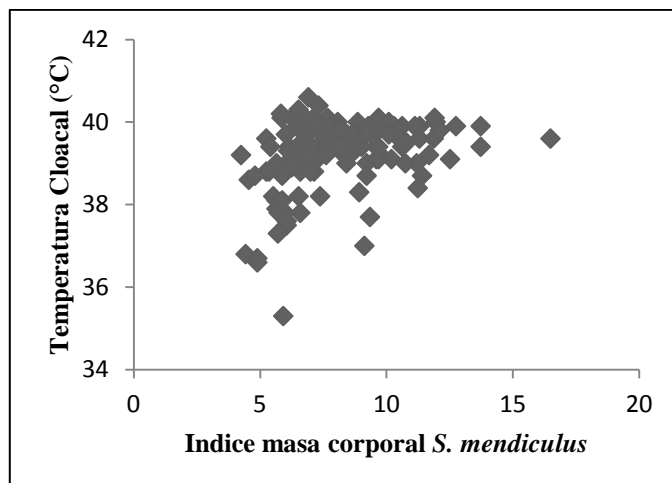
**Tabla No. 17: Correlación entre el IMC y las constantes fisiológicas de *Spheniscus mendiculus* (n=150), Galápagos, 2012.**

Parámetro	r calculada	CD	P
Temperatura Cloacal (°C)	0,331	DAS 20,1%	0,00
Frecuencia Cardiaca (Lat/min)	0,282	DAS 8,6%	0,00
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	0,305	DAS 10,5%	0,00

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), r= Coeficiente de correlación, DAS= Diferencia altamente significativa (0,01), CD= Coeficiente de determinación.

**Fuente: Investigación directa**

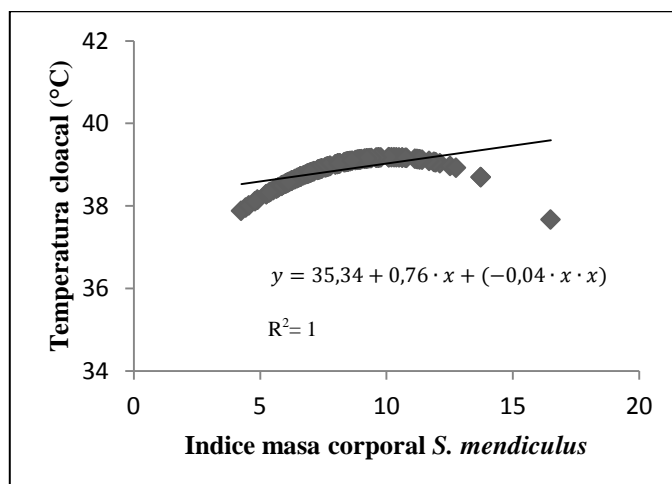
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 17: Diagrama de dispersión para *S. mendiculus* entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

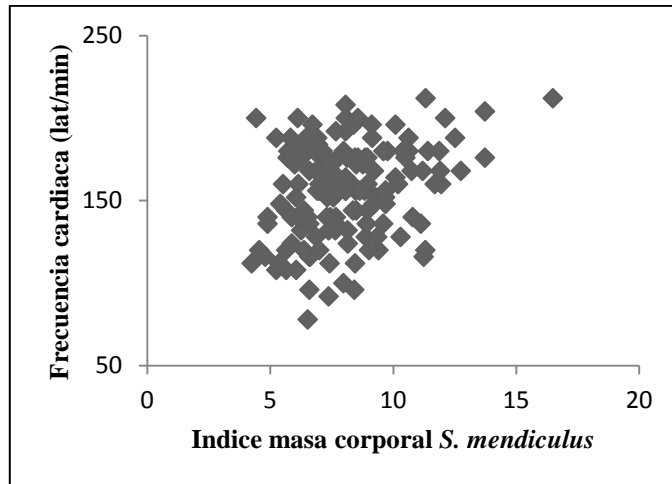
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 18: Ajuste de la curva de regresión para *S. mendiculus* entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

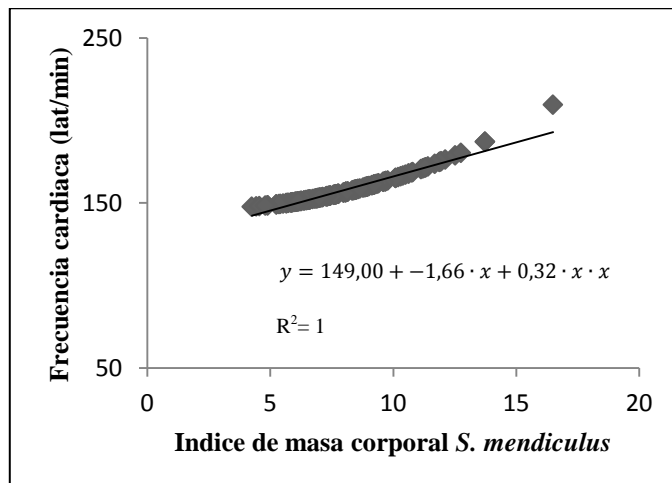
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 19: Diagrama de dispersión para *S. mendiculus* entre el índice de masa corporal vs frecuencia cardiaca, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

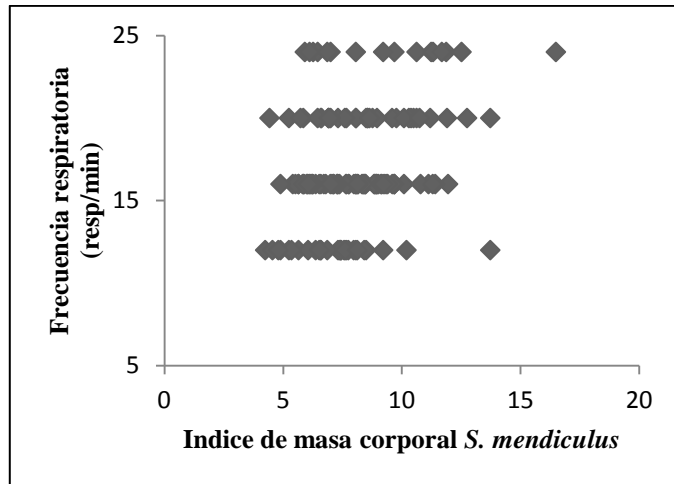


**Gráfico No. 20: Ajuste de la curva de regresión para *S. mendiculus* entre el índice de masa corporal vs frecuencia cardiaca, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

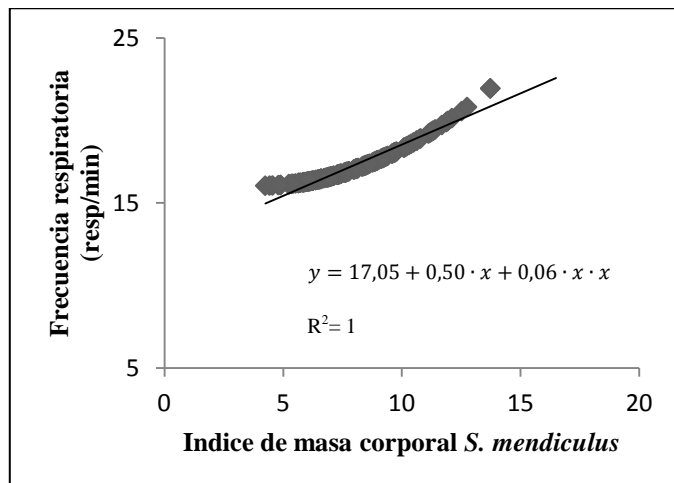




**Gráfico No. 21: Diagrama de dispersión para *S. mendiculus* entre el índice de masa corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 22: Ajuste de la curva de regresión para *S. mendiculus* entre el índice de masa corporal vs frecuencia respiratoria, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

## **Resultados *Phalacrocorax harrisi***

### ***Endoparasitosis Intestinal en P. harrisi.***

En el periodo comprendido entre Diciembre 2011 y Junio 2012, durante 3 monitoreos poblacionales se capturaron 143 cormoranes en las colonias reproductivas denominadas “Playa Escondida”, “Carlos Valle”, “Punta Albemarle” 1 y “Punta Albemarle 2” ubicadas en la Isla Isabela y Fernandina, de las cuales 142 muestras fecales fueron recolectadas.

De las 142 muestras fueron analizadas mediante examen de flotación, 94 (66,19%) fueron negativas a todo tipo de estructura parasitaria; mientras que, 48 (33,80%) resultaron positivas.

### Endoparasitosis según zonas de estudio.

En cada colonia de estudio, la prevalencia de endoparasitosis fue 40% (12/30) en “Punta Albemarle 1”, 37,93% (11/29) en “Playa Escondida”, 32,43% (12/37) en “Carlos Valle”, y 28,26% (13/46) en “Punta Albemarle 2”. Al realizar el análisis estadístico, se determinó un valor de  $X^2$  de 1,398 (Tabla No. 18), indicando que la presencia de parasitosis no está relacionada a la localización.

**Tabla No. 18: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Phalacrocorax harrisi* en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.**

Colonia	Individuos <i>P. harrisi</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
P. Escondida	29	20,42	11	37,93	1,39	0,71
Carlos Valle	37	26,05	12	32,43		
P. Albemarle 1	30	21,12	12	40		
P. Albemarle 2	46	32,39	13	28,26		
<b>Total</b>	142	100	48	33,80		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Endoparasitosis según sexo y edad.

Los individuos de sexo masculino presentaron mayor presencia de endoparasitosis intestinal 37,04% (20/54) frente a 34,18% (27/79) correspondiente a las hembras. Al realizar el análisis estadístico excluyendo los individuos de sexo no determinado, se estableció un valor de  $X^2$  de 0,12 (Tabla No. 19), demostrando que la presencia de parasitosis no difiere de acuerdo al sexo.

**Tabla No. 19: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Phalacrocorax harrisi* según el sexo en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle, y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.**

Colonia	Individuos <i>P. harrisi</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
Hembras	79	55,63	27	34,18	0,12	0,73
Machos	54	38,03	20	37,03		
No determinado	9	6,34	1	11,11		
<b>Total</b>	142	100	48	33,80		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

En cuanto a la edad, el 34,92% de las aves adultas resultaron parasitadas (44/126); mientras que el 25% de las juveniles fueron positivas (4/16). Al realizar el análisis estadístico, se estableció un valor de  $X^2$  de 0,62 (Tabla No. 20), lo que indica que la presencia de parasitosis no difiere de acuerdo a la edad.

**Tabla No. 20: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Phalacrocorax harrisi* según la edad en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle, y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.**

Colonia	Individuos <i>P. harrisi</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
Adultos	126	88,73	44	34,92	0,62	0,43
Juveniles	16	11,27	4	25		
<b>Total</b>	142	100	48	33,80		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Endoparasitosis según peso corporal.

Respecto al peso corporal, las hembras mostraron un valor promedio de 2,81 kilogramos (S=0,33; n=79); mientras que los machos presentaron 3,80 kilogramos (S=0,41; n=54). Al realizar el análisis estadístico del peso según sexo y las aves parasitadas y no parasitadas, se obtuvo un valor de “t” de -0,28 para hembras y -0,04 para machos (Tabla No. 21), demostrando que no existe diferencia significativa entre el peso y la presencia de parasitosis según el sexo.

**Tabla No. 21: Determinación de “t student” para el peso de machos y hembras entre no parasitados y parasitados *Phalacrocorax harrisi*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Diagnóstico Parasitosis	n	Media	Error Standard	“t” calculada	P
Peso hembras (kg.)	Negativo	52	2,23	0,06	-0,28	0,78
	Positivo	27	2,26	0,09		
Peso Machos (kg.)	Negativo	34	3,29	0,09	-0,04	0,97
	Positivo	20	3,30	0,13		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

### Endoparasitosis según índice de masa corporal.

Al calcular del índice de masa corporal (IMC) el valor promedio fue 4,39 (S=0,67; n=95). Analizando estadísticamente dicho parámetro respecto a los casos positivos y negativos a parasitosis, se obtuvo un valor de “t” de 0,26 (Tabla No. 22), lo que sugiere que no existe relación entre la presencia de endoparasitosis y el Índice de Masa Corporal en los cormoranes estudiados.

**Tabla No. 22: Determinación de “t student” para el Índice de Masa Corporal entre no parasitados y parasitados *Phalacrocorax harrisi*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Diagnóstico Parasitosis	n	Media	Error Standard	“t” calculada	p
IMC	Negativo	68	3,82	0,09	0,26	0,79
	DNS					
	Positivo	27	3,78	0,17		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), IMC= Índice de masa corporal, DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

De igual manera, al clasificar los individuos según su IMC, las aves de “3-4,9” presentaron 28,75% de casos positivos (23/80); de “5-7” 21,43 % (3/14); y, de “>7” 100% (1/1). Analizando estadísticamente, el valor de  $X^2$  fue de 2,86 (Tabla No. 23), demostrando que no existe relación entre la clasificación de IMC y parasitosis.

**Tabla No. 23: Diagnóstico de endoparasitosis intestinal de *Phalacrocorax harrisi* según la valoración del Índice de masa corporal en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle, y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012.**

IMC	Individuos <i>S. mendiculus</i>				$X^2$	p
	Total		Parasitados			
	n	%	n	%		
3 – 4,9	80	84,21	23	28,75	2,86	0,24
5 - 7	14	14,74	3	21,43		
> 7	1	1,05	1	100		
<b>Total</b>	95	100	27	28,42		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05).

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**



### Constantes fisiológicas y endoparasitosis.

Al realizar el análisis estadístico entre las constantes fisiológicas y los casos positivos y negativos a endoparasitosis, se determinó que existe diferencia significativa entre la frecuencia respiratoria y la presencia o no de parásitos; mientras que, para la temperatura cloacal y frecuencia cardíaca no se evidenciaron diferencias significativas. Los resultados se presentan en la Tabla No. 24.

**Tabla No. 24: Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas *P. harrisi* entre no parasitados (n=84) y parasitados (n=48), Galápagos, 2012.**

Parámetro	Diagnóstico Parasitosis	Media	Error Standard	“t” calculada	P
Temperatura Cloacal (°C)	Negativo	39,49	0,08	-0,74	0,46
	Positivo	39,60	0,12		
Frecuencia Cardíaca (Lat/min)	Negativo	112,85	2,40	0,97	0,33
	Positivo	108,88	3,22		
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	Negativo	19,36	0,51	2,16	0,03
	Positivo	17,50	0,67		

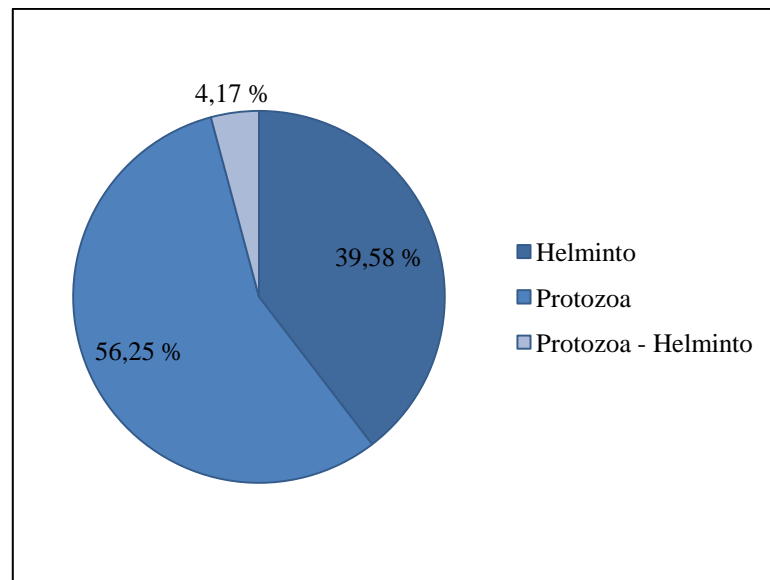
p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DS= Diferencia significativa, DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Identificación de endoparasitosis intestinal.

En las 48 muestras fecales positivas, fue posible identificar 2 tipos de estructuras parasitarias, siendo las parasitosis exclusivas por helmintos 19 (39,58%), por protozoarios 26 (56,25%) y asociación helmintos-protozoarios 2 (4,17%) (Gráfico No 23). En la colonia “Playa Escondida” el 63,64% de las formas parasitarias fueron Protozoarios (7/11); el 27,27% fueron helmintos (3/11); y, el 9,09% fue asociación entre Protozoarios y Helmintos (1/11). En “Carlos Valle” el 50% fueron Protozoarios (6/12); el 41,67% fue Helmintos (5/12); y, el 8,33% asociación entre Protozoarios y Helmintos (1/12). En “Punta Albemarle 1” el 50% fue Protozoarios (6/12) y el 50% fue Helmintos (6/12). En “Punta Albemarle 2” el 61,54% fueron Protozoarios (8/13) y el 38,46% fueron Helmintos (5/13).

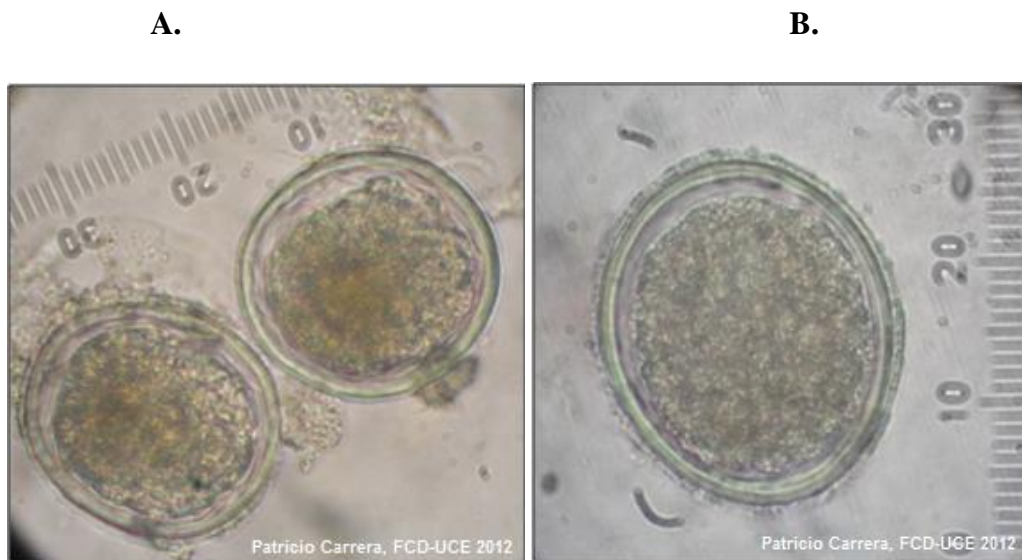


**Gráfico No. 23: Tipos de parásitos diagnosticados en *Phalacrocorax harrisi* en las colonias reproductivas Playa Escondida, Carlos Valle y Punta Albemarle 1 y 2, Galápagos, 2012 (n=48).**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

En 11 muestras fecales (22,9%) se encontraron huevos de *Contraecaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) de tamaño  $56,4 \mu\text{m} \pm 3,65$  de largo por  $53,4 \mu\text{m} \pm 3,43$  de ancho en mediana cantidad (<50 huevos/placa) (Gráfico No 24); en 8 (16,7%) muestras se observaron huevos de Trematoda: Heterophyidae, que midieron  $33,4 \mu\text{m} \pm 3,26$  de largo por  $19,6 \mu\text{m} \pm 0,94$  de ancho en mediana cantidad (<50 huevos/placa) (Gráfico No 25); en 1 muestra (2,1%) se evidenció un quiste de *Entamoeba* spp. (Sarcomastigophora: Endamoebidae) (Gráfico No 26) y ooquistes de *Eimeria* sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) en escasa cantidad (<15 quistes/placa) (Gráfico No 27); en 8 muestras (16,7%) se encontraron ooquistes de *Eimeria* sp. (Apicomplexa: Eimeriidae) en mediana cantidad (<50 quistes/placa); 18 muestras (37,5%) presentaron ooquistes de Sporozoa (Apicomplexa) en mediana cantidad (<50 quistes/placa) (Gráfico No 28); y, 2 (4,2%) con huevos de *Contraecaecum* sp. (Nematoda: Anisakidae) y ooquistes de Sporozoa (Apicomplexa) en escasa cantidad (<15 huevos-quistes/placa).



**Gráfico No. 24: A. Huevo de *Contraecaecum* sp. encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Carlos Valle, Galápagos, 2012 (40x). B. Huevo de *Contraecaecum* sp. encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Punta Albemarle 1, Galápagos, 2012 (40x).**

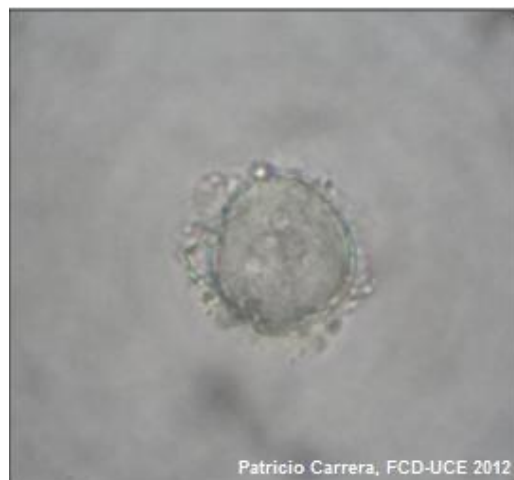
A.



B.



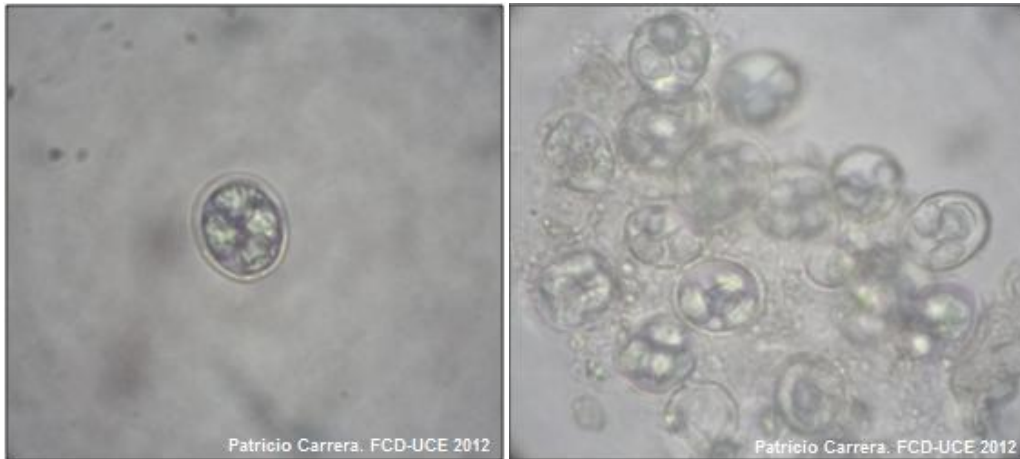
**Grafico No. 25: A. Huevo de Heterophyidae (Trematoda) encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Playa Escondida, Galápagos (40x). B. Huevo de Heterophyidae (Trematoda) encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Punta Albemarle 2, Galápagos (40x).**



**Grafico No. 26: Quiste de *Entamoeba* spp. encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Playa Escondida, Galápagos, 2012 (40x).**

A.

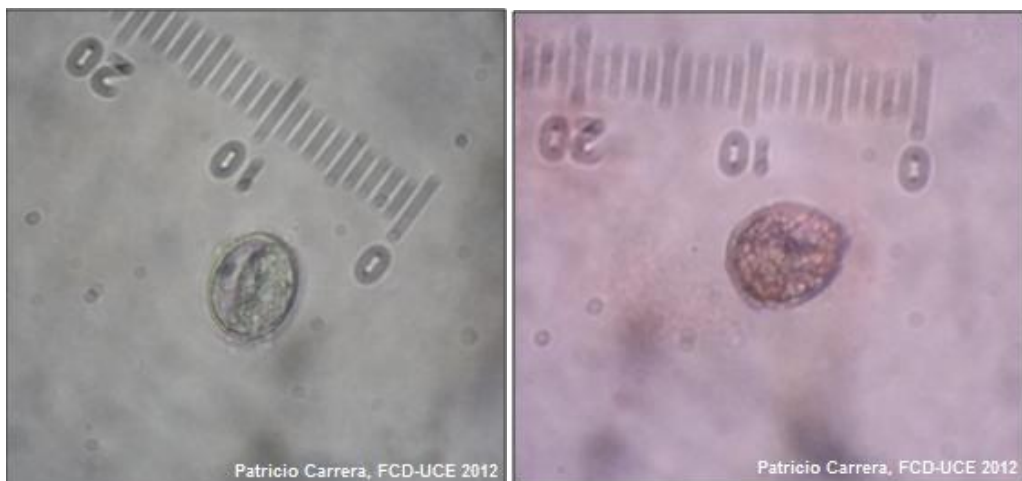
B.



**Grafico No. 27: A. Ooquiste de *Eimeria* sp. encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Carlos Valle, Galápagos (40x). B. Ooquistes de *Eimeria* sp. encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Playa Escondida, Galápagos (40x).**

A.

B.



**Grafico No. 28: A. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi*, Punta Albemarle 2, Galápagos (40x). B. Ooquiste de Sporozoa encontrado en las heces de *Phalacrocorax harrisi* teñido con coloración MIF, Punta Albemarle 2, Galápagos (40x).**

*Constantes Fisiológicas en P. harrisi*

**Determinación de las constantes fisiológicas.**

Para la determinación de la temperatura corporal, frecuencia cardiaca y respiratoria de 143 individuos *P. harrisi* se aplicaron medidas de tendencia central y dispersión. Esta información se observa en la tabla No 25.

**Tabla No. 25: Cálculo de medidas de tendencia central y dispersión para la determinación de las constantes fisiológicas en *P. harrisi*, Galápagos 2012.**

Medidas	Constantes Fisiológicas <i>P. harrisi</i> (n=143)		
	Temperatura Cloacal (°C)	Frecuencia Cardiaca (Lat/min)	Frecuencia Respiratoria (Resp/min)
Media ( $\bar{X}$ )	40,00	111,45	18,74
Máximo	41,60	180,00	36,00
Mínimo	38,40	60,00	8,00
Desviación Estándar (S)	0,73	22,93	4,90
Error Estándar ( $S\bar{x}$ )	0,06	1,92	0,41
Coficiente de variación (CV)	1,81%	20,57%	26,13%
Intervalo de confianza (IC95%)	(39,88<u<40,12)	(107,70<u<115,21)	(17,94<u<19,54)

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Constantes fisiológicas según sexo.

Con respecto al sexo, se determinó que no existe diferencia significativa entre las frecuencias cardíaca y respiratoria y el género de las aves (hembra y macho). No obstante, los valores de temperatura cloacal muestran diferencias significativas. Los resultados se presentan en la Tabla No. 26.

**Tabla No. 26: Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas *P. harrisi* entre hembras (n=80) y machos (n=54) *P. harrisi*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Género	Media	Error Standard	“t” calculada	p
Temperatura Cloacal (°C)	Hembras	39,38	0,09	-2,45	0,02
	Machos	39,72	0,11		
Frecuencia Cardíaca (Lat/min)	Hembras	106,53	2,36	-1,77	0,08
	Machos	112,89	2,65		
Frecuencia Respiratoria (resp/min)	Hembras	18,75	0,50	1,30	0,19
	Machos	17,70	0,64		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DS= Diferencia altamente significativa, DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Constantes fisiológicas según edad.

Con respecto a la relación etarea, se determinó que existe diferencia significativa entre la temperatura cloacal - edad y frecuencia cardiaca - edad. La frecuencia respiratoria presenta diferencia no significativa. Los resultados se exhiben en la Tabla No. 27.

**Tabla No. 27: Determinación de “t student” para las constantes fisiológicas *P. harrisi* entre adultos (n=127) y juveniles (n=16) *Phalacrocorax harrisi*, Galápagos, 2012.**

Parámetro	Género	Media	Error Standard	“t” calculada	p
Temperatura Cloacal (°C)	Adulto	39,47	0,07		
	DS			-2,25	0,03
	Juvenil	39,94	0,21		
Frecuencia Cardiaca (Lat/min)	Adulto	107,67	1,71		
	DS			-4,77	0,00
	Juvenil	141,50	6,88		
Frecuencia Respiratoria (resp/min)	Adulto	18,39	0,38		
	DNS			-1,58	0,13
	Juvenil	21,50	1,93		

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), DNS= Diferencia no significativa.

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**



### Constantes fisiológicas según peso corporal.

La correlación entre el peso corporal y los valores de las constantes fisiológicas de los cormoranes estudiados se observa en la Tabla No. 28, evidenciando que existe relación únicamente para la temperatura cloacal.

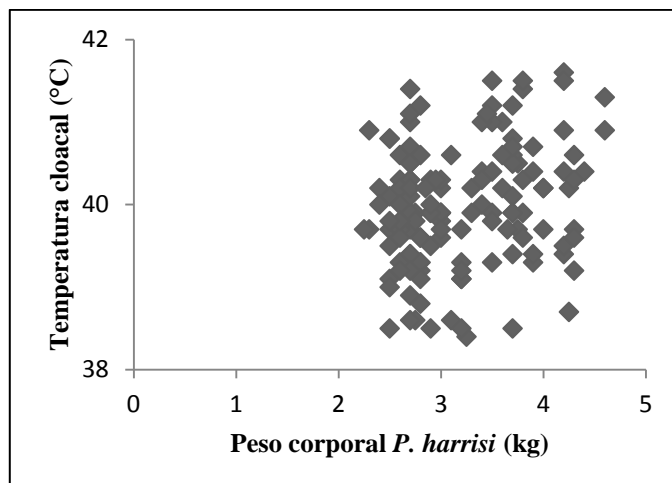
**Tabla No 28: Correlación entre el peso y las constantes fisiológicas de *Phalacrocorax harrisi* (n=143), Galápagos, 2012.**

Parámetro	r calculada	CD	P
Temperatura Cloacal	0,16	DS	2,8% 0,05
Frecuencia Cardíaca	0,16	DNS	- 0,06
Frecuencia Respiratoria	0,07	DNS	- 0,40

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), r= Coeficiente de correlación, DS= Diferencia significativa (0,05), CD= Coeficiente de determinación

**Fuente: Investigación directa**

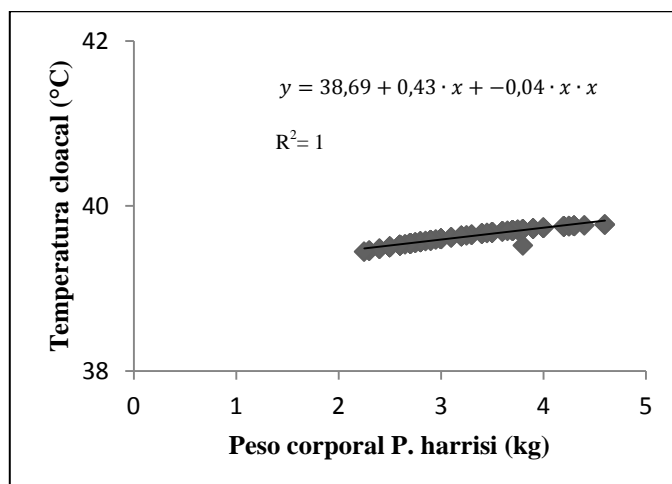
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 29: Diagrama de dispersión para *P. harrisi* entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 30: Ajuste de la curva de regresión para *P. harrisi* entre el peso corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación Directa**

**Elaboración: El autor**

### Constantes fisiológicas según índice de masa corporal.

La correlación entre el valor del índice de masa corporal y los valores de las constantes fisiológicas de los cormoranes estudiados se observa en la Tabla No. 29, evidenciando que existe relación únicamente con la temperatura cloacal.

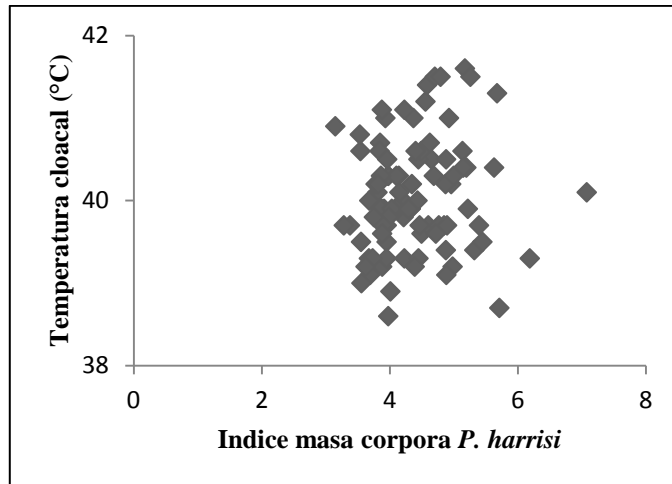
**Tabla No. 29: Correlación entre el IMC y las constantes fisiológicas de *Phalacrocorax harrisi* (n=96), Galápagos, 2012.**

Parámetro	r calculada	CD	p
Temperatura Cloacal (°C)	-0,21	DS	4,8% 0,04
Frecuencia Cardíaca (Lat/min)	-0,10	DNS	- 0,31
Frecuencia Respiratoria (Resp/min)	0,11	DNS	- 0,27

p= Significación asintótica bilateral (<0,05), r= Coeficiente de correlación, DS= Diferencia significativa (0,05), DNS= Diferencia no significativa, CD= Coeficiente de determinación.

**Fuente: Investigación directa**

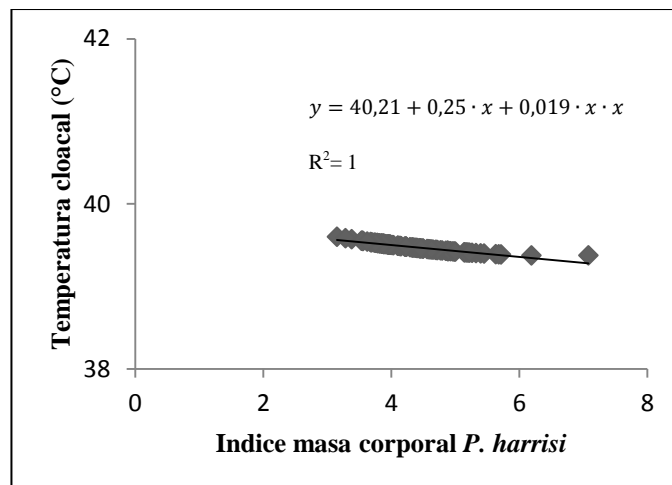
**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 31: Diagrama de dispersión para *P. harrisi* entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**



**Gráfico No. 32: Ajuste de la curva de regresión para *P. harrisi* entre el índice de masa corporal vs temperatura cloacal, Galápagos, 2012.**

**Fuente: Investigación directa**

**Elaboración: El autor**

## Discusión

### *Endoparasitosis Intestinal*

La presente investigación constituye el segundo estudio sobre endoparasitismo gastrointestinal en *Spheniscus mendiculus* y el primero en *Phalacrocorax harrisi* en las Islas Galápagos, de tal manera se hace necesario establecer algunas comparaciones con trabajos en pingüinos y cormoranes en otros países.

La presencia de formas evolutivas parasitarias en las heces de los animales empleando la técnica cualitativa de flotación simple proporciona evidencia de que el animal está parasitado; sin embargo, la ausencia de ella no significa que no esté infestado. La efectividad del método depende de varias causas como: la intermitente eliminación de los huevos, periodo de prepatencia del ciclo de vida, presencia de parásitos que producen baja cantidad de huevos, densidad de las formas parasitarias o del medio utilizado, muestra fecal pequeña o descompuesta y tiempo del procedimiento (Greiner, 1989; Broussard, 2003 citando a Kazacos, 2002). Tomando en cuenta los factores limitantes del estudio, los datos obtenidos en *S. mendiculus* señalan un 15,57% de individuos infestados con nematodos, cestodos y protozoarios, resultados que se aproximan a los de Vargas (2006) con 9,09% de positivos en *S. mendiculus* (n=11) y Fredes, *et al.* (2008) con 17,36% en *Pygoscelis adeliae* empleando dicha técnica (n=167). Otros autores han empleado la necropsia como método diagnóstico evidenciando una mayor prevalencia de parasitosis: Díaz, *et al.* (2010) demuestra que en *Spheniscus magellanicus*, Argentina, el 100% de individuos fueron positivos (n=27); y, en Chile, González-Acuña, *et al.* (2008) menciona que en *S. magellanicus* y *S. humboldti* el 66,6% fue positivo (n=11). En *Phalacrocorax harrisi* la presencia de parasitosis mediante flotación (33,8%) también fue inferior a la prevalencia en otros estudios a nivel regional: Según Monteiro, *et al.* (2011) en Brasil y Violante-González, *et al.* (2011), México, el 100% de *Phalacrocorax brasilianus* evidenciaron la parasitosis empleando necropsia (n=47; n=48).

Respecto a la zona de estudio, en la colonia “Marielas” se evidenció mayor prevalencia de endoparasitosis (en su mayoría protozoarios) que “Puerto Pajas” y “Caleta Iguana” en *Spheniscus mendiculus*. Éste resultado podría deberse a que en el área del Canal Bolívar existe una mayor productividad marina y que pudiera existir abundancia de hospedadores intermediarios en aquella colonia. Además, es importante indicar que la misma constituye un sitio de visita turística en la Reserva Marina de Galápagos a diferencia de las otras zonas de estudio.

Por otro lado, en *Phalacrocorax harrisi* no se evidenció diferencia estadística de acuerdo a la localización, lo que sugiere que los cambios ambientales en dichas zonas no influyen en el ciclo de vida parasitario.

En *S. mendiculus* una mayor cantidad de hembras resultaron positivas a parasitosis que los machos, hallazgo que contrasta con los de Poulin (1996) en el cual señala una mayor tendencia a parasitismo en machos (mamíferos y aves), lo que podría demostrar que en *S. mendiculus* existiesen diferencias en las estrategias de supervivencia y compensación entre sexos (Wobeser, 2008). Por otro lado, en *Phalacrocorax harrisi* a pesar de no hallar diferencias estadísticas con relación al sexo, se comprobó que en machos el parasitismo es mayor como sugiere Poulin (1996). Thrusfield (1990) y Poulin (1996) mencionan que las diferencias en la abundancia y riqueza de los parásitos y el sexo del hospedador podrían deberse a factores morfológicos (tamaño relativo), fisiológicos (diferencias en los niveles hormonales por stress, inmunosupresión, condiciones reproductivas), factores etológicos (comportamiento, interacciones sociales y alimentación) o determinantes ocupacionales.

Al valorar la relación de edad y la presentación de parasitosis, en *S. mendiculus* solo se hallaron casos positivos en individuos adultos y en *P. harrisi*, no se encontraron diferencias estadísticas entre adultos y juveniles, resultados que podrían deberse a que la muestra no fue uniforme por las condiciones de la captura de los animales. De la misma manera, no se evidenció relación entre el peso - el índice de masa corporal y presencia de parasitismo en las dos especies en

estudio, pudiendo revelar la existencia de cierta tolerancia a la infestación de parásitos intestinales.

De manera general los signos clínicos de parasitosis intestinal en las aves varían de acuerdo al grupo parasitario y la intensidad de infección presente en el hospedador. Una elevada intensidad de parasitismo podría causar hemorragias a nivel del tracto digestivo, irritación en el tracto respiratorio y reacciones inflamatorias diversas, produciendo un aumento de la frecuencia cardíaca, dificultad respiratoria y elevación de la temperatura corporal (Ruff & Norton, 1997; Reid & McDougald, 1997). Los resultados obtenidos de la comparación entre las constantes fisiológicas y endoparasitosis en *S. mendiculus* indican que la frecuencia cardíaca es menor en casos positivos que en negativos; y, que la temperatura cloacal y frecuencia respiratoria no varían estadísticamente. No obstante, en *P. harrisi* la frecuencia respiratoria fue menor en los casos positivos, mientras para la temperatura cloacal y frecuencia cardíaca no se encontró relación con parasitosis. Dichos resultados podrían explicarse debido a que la muestra de constantes fisiológicas fue heterogénea, pudiendo ser el nivel de infestación tolerable o subclínico y que el manejo o manipulación si podría afectar estas frecuencias. Es necesario mencionar que en el estudio actual no se valoró la intensidad de infección en ninguna especie.

Al clasificar los grupos parasitarios hallados en las heces de *S. mendiculus* y *P. harrisi*, se encontró mayor presencia de protozoarios que helmintos, lo que podría ser a causa de la toma de muestra fecal a través de hisopados cloacales. Según Broussard (2003) al tomar la muestra mediante lavados rectales se obtiene mayor prevalencia de protozoarios móviles y bacterias de la superficie de la mucosa, mientras que los huevos y quistes parasitarios son menos prevalentes. Por esta razón, en el tercer monitoreo además de hisopados cloacales se colectó la muestra de heces de *S. mendiculus* por evacuación espontánea mediante la elaboración de cajas (Anexo F), comprobando la presencia del helminto *Contracaecum* sp.

El género *Contracaecum* (Anisakidae: Nematodo) se distribuye a nivel mundial con más de 60 especies nominales que parasitan un amplio rango de

hospedadores, comúnmente a aves piscívoras y mamíferos marinos (Fagerholm & Overstreet, 2008). Especies como *C. heardi*, y *C. pelagicum* han sido reportados en pingüinos *S. Humboldti* y *S. magellanicus* (González-Acuña, *et al.*, 2008a; Pazos, *et al.*, 2003; Díaz, *et al.*, 2010). *C. rudolphii*, *C. travassosi*, y *C. multipapillatum* han sido halladas en el cormorán *P. brasilianus* (Monteiro, *et al.*, 2011; González-Acuña, *et al.*, 2008b; Violante-González, *et al.*, 2011). Moravec (2009) describe a los huevos de *C. rudolphii* en *P. carbo sinensis* como irregularmente esféricos y ovalados, de tamaño entre 66-72  $\mu\text{m}$  por 60-66  $\mu\text{m}$ , con una superficie casi lisa de pared hialina, cuyo contenido variaba de 2 a 4 blastómeros, no segmentado o en etapa de mórula. Otros autores mencionan que el tamaño de los huevos de *C. rudolphii* oscilaba entre de 59-73  $\mu\text{m}$  de longitud por 41-59  $\mu\text{m}$  de ancho y 50  $\mu\text{m}$  de longitud por 40  $\mu\text{m}$  de ancho (Amato, *et al.*, 2006 citando: a Hartwich, 1957, 1964; Vicente *et al.*, 1996); y, 50-52  $\mu\text{m}$  de diámetro en *C. spiculigerum* (Soulsby, 1987). Los parásitos descubiertos en *S. mendiculus* y *P. harrisi* presentaron formas esféricas a ovaladas, con cubierta lisa, contenido segmentado, midiendo de 50  $\mu\text{m}$  por 45  $\mu\text{m}$  de diámetro (pingüinos) y 56,4  $\mu\text{m} \pm 3,65$  por 53,4  $\mu\text{m} \pm 3,43$  (cormoranes), coincidiendo con las descripciones anteriores. Fagerholm & Overstreet (2008) señalan que su ciclo biológico se inicia con la eliminación de los huevos en las heces del hospedador definitivo aviar, los mismos que al desarrollar la tercera fase larvaria (L3) son ingeridos por crustáceos que actúan como hospedadores intermediarios para localizarse dentro de su cavidad corporal. A su vez, los peces podrían actuar como hospedadores paraténicos cuando ingieren los crustáceos infectados. Cuando la larva L3 es ingerida, se enquistada dentro de órganos como la pared intestinal, mesenterio, hígado o tejido muscular del pez. Finalmente si el hospedador intermediario (crustáceo o pez en ciertas condiciones) es ingerido por un hospedador apropiado aviar, la larva L3 se libera, mudando a su fase larvaria final L4 y formas adultas que se sitúan en el proventrículo del ave. Es importante indicar que en el presente estudio se identificaron crustáceos copépodos en las heces de *S. mendiculus* (Anexo I), pudiendo constituir dichos hospedadores intermediarios o únicamente hallazgos accidentales del tránsito intestinal. Los autores también describen la transmisión directa accidental de nematodos adultos a través de la regurgitación de alimento de padres a polluelos. *Contracaecum*



usualmente no produce enfermedad clínica o severa en aves, sin embargo una alta intensidad de infección con presencia de factores estresantes podrían causar anemia, subnutrición y muerte. Los hallazgos histopatológicos incluyen: alteraciones inflamatorias, ulceración en la mucosa del proventrículo y esófago y hemorragias (Fagerholm & Overstreet, 2008)

Debido al hallazgo de un solo segmento de cestodo en una muestra de *S. mendiculus*, no fue posible realizar inferencias sobre su taxonomía, sin embargo no se puede descartar que se trate de fragmentos de crustáceos (Vasco, UCE: Com. pers. 2012; Georgiev: Com. pers. 2012; Holzer: Com. pers. 2012).

La familia Heterophyidae (Trematoda) son parásitos intestinales pequeños que usualmente afectan a animales piscívoros. El género *Ascocotyle longa* ha sido reportado en cormorán *P. brasiliensis* (Violante-González, *et al.*, 2011). Gardner & Thew (2006) describen los huevos de *Cryptocotyle* (Heterophyidae) en la nutria de río *Lutra longicaudis* como operculados de tamaño 24-37  $\mu\text{m}$  longitud y 12-17  $\mu\text{m}$  de ancho. Los huevos observados en *P. harrisi* presentaron formas asimétrica ovaladas, con opérculo en un extremo y midieron 33,4  $\mu\text{m} \pm 3,26$  de largo por 19,6  $\mu\text{m} \pm 0,94$  de ancho, concordando con lo expuesto anteriormente. La OPS (2003) sostiene que el ciclo biológico de todos los heterófilos es similar. Según Smyth (1994) los organismos adultos del género *Cryptocotyle* se localizan en el intestino de aves piscívoras y mamíferos (hospedadores definitivos), siendo capaces de producir una gran cantidad de huevos, que son expulsados en las heces. En condiciones ambientales adecuadas los huevos embrionan en el agua marina durante 10 días. La etapa de miracidio es ingerida por moluscos (hospedador intermediario) generalmente del género *Littorina*, para desarrollar las etapas de esporosisto, redia y cercaria. Las cercarias son liberadas del molusco y penetran en una gran variedad de peces de orilla. Allí, es rodeada por tejido conectivo como resultado de la reacción tisular del hospedador formando la metacercaria enquistada que puede permanecer viable por varios años. El hospedador definitivo es infectado cuando ingiere los peces infestados con metacercaria. La infección se manifiesta en forma clínica cuando la carga parasitaria es grande (OPS, 2003), generando alteraciones digestivas como diarrea

crónica; y, lesiones como enteritis mucosa intestinal, hemorragias y necrosis superficial del epitelio (OPS, 2003; Huffman, 2008).

El género *Entamoeba* incluye varias especies que parasitan a los vertebrados y en su mayoría son organismos comensales que se localizan en el intestino de los hospedadores. En aves se ha descrito especies como *E. struthionis* (grupo *bovis*), *E. gallinarum* (grupo *coli*) y *E. anatis* (grupo *histolytica*) (Ponce-Gordo & Martínez-Díaz, 2010 citando a: Ponce-Gordo, *et al.*, 2004; Fantham, 1924; Tyzzer, 1920). Los caracteres morfológicos a considerar en los quistes de *Entamoeba* son: tamaño, número de núcleos en quistes maduros, diámetro-morfología de los núcleos, disposición de cromática periférica, diámetro-aspecto del endosoma, particulares de la cromatina; además, de criterios diferenciales como la especie del hospedador y la posible relación con patologías (Ponce-Gordo & Martínez-Díaz, 2010). Según López Páez, *et al.* (2006) los quistes maduros de *E. histolytica* son esféricos, con cuatro núcleos que contienen cariosoma pequeño y compacto ubicados en el centro o excéntricamente, cromatina granulada y un tamaño de 12 y 15  $\mu\text{m}$ ; entre tanto, *E. coli* presenta 8 núcleos, citoplasma con glicógeno difuso con un tamaño de 15 a 25  $\mu\text{m}$ . Los quistes descubiertos en el presente estudio tanto en *S. mendiculus* y *P. harrisi* fueron tetra nucleados, de tamaño no determinado. Ponce-Gordo & Martínez-Díaz (2010) señala que una forma tetra nucleada catalogada como *E. anatis* en patos en Suráfrica podría tratarse de una infección accidental con *E. histolytica*, por lo que el hallazgo de la presente investigación no se podría descartar por contaminación antropológica de *E. histolytica*. La OPS (2003) señala que en el ciclo de vida de las amebas existen dos estadios morfológicos: uno trófico o vegetativo (trofozoito) y otra quística o de resistencia (quiste). El reservorio de la infección de *E. histolytica* es el hombre y las moscas que tienen contacto con sus heces constituyen vectores eficientes de los quistes (OPS, 2003). Extrapolando información de humanos y animales, la infección por *E. histolytica* es asintomática comúnmente, pero progresivamente puede afectar al intestino, hígado y raramente otros tejidos, caracterizándose por diarrea mucosa y sanguinolenta y lesiones como úlceras en la mucosa intestinal, perforación intestinal, granulomas de la pared del intestino grueso y necrosis focal en el hígado (OPS, 2003).

La clase Sporozoa (Apicomplexa) son parásitos de vertebrados e invertebrados que presentan reproducción asexual y sexual, forman oocystos con esporozoitos infectantes mediante esporogonia y carecen de pseudópodos (Schmidt & Roberts, 1985). El género *Eimeria* ha sido reportado previamente en *S. mendiculus* (Vargas, 2006; n=1/11) y en *P. auritus* (Yabsley & Gibbs, 2006). En pingüinos *P. adeliae* (Antártida) se ha hallado oocystos de sporozoa sin identificar por tratarse de estadios no esporulados (Fredes, *et al.*, 2008). En la investigación actual, en *P. harrisi* se pudo comprobar la presencia oocystos conteniendo cuatro esporocystos, lo que sugiere presencia de *Eimeria* sp. Además, en las dos especies en estudio se encontraron oocystos de tamaño variable, limitándose su identificación debido a la falta de esporulación. Yabsley (2008) describe el ciclo biológico de *Eimeria* como directo (sin hospedadores intermediarios) con fase asexual y sexual, en la cual los oocystos maduros tienen cuatro esporocystos con dos esporozoitos cada uno. Los signos y lesiones varían ampliamente dependiendo del hospedador, especie parasitaria y severidad de la infección (Yabsley, 2008). En infecciones moderadas o de alta intensidad puede producir reducción del consumo de alimentos, diarrea sanguinolenta o mucosa, emaciación, pérdida de la coordinación, plumas erizadas y disminución de la producción de huevo, con lesiones inflamatorias, ulcerativas y hemorrágicas en intestinos (Yabsley, 2008).

### ***Constantes Fisiológicas***

De igual forma que endoparasitosis, el presente estudio constituye el primer reporte de las constantes fisiológicas (temperatura cloacal, frecuencia cardiaca y respiratoria) en *S. mendiculus* y *P. harrisi*, por lo que es ineludible la comparación con otras especies relacionadas.

Al analizar los resultados de temperatura cloacal en *S. mendiculus* y *P. harrisi*, se obtuvieron valores de  $39,24^{\circ}\text{C} \pm 0,78$  y  $40,0^{\circ}\text{C} \pm 0,73$  correspondientemente. A pesar que la muestra fue homogénea debido a que el coeficiente de variación fue bajo en las dos especies, se observaron variaciones amplias en los rangos. Según Kelly (1972) dichas diferencias podrían relacionarse con el clima, actividad física

y manejo de los animales, entre otros; de hecho, los valores más bajos correspondieron a las aves que se encontraban en el agua al momento de la captura. La temperatura cloacal en *S. mendiculus* se aproxima a los de *P. adeliae* con 37,8 – 39,9 °C, *P. papua* con 38,8 °C y *A. forsteri* con 38,1 – 39,0 °C (Clarke & Kerry, 2000 citando a Aguilera, *et al.* 1993 y Boyd & Sladen, 1971). En tanto, en *P. harrisi*, dicho valor se encuentra dentro de los márgenes registrados por Alzola–Chiramo, *et al.* (2009) con 38,7 – 42,5 °C en *P. brasilianus*. Las diferencias en las dos especies con respecto a sus congéneres se podrían explicar por adaptaciones fisiológicas al ambiente.

La frecuencia cardiaca en *S. mendiculus* fue  $155 \pm 29$  lpm mientras que en *P. harrisi* fue  $111 \pm 23$  lpm. Tanto en pingüinos como en cormoranes se obtuvieron coeficientes de variación altos, lo que indica que la muestra fue heterogénea, revelando diferencias en cuanto a la temporada-hora de monitoreo, actividad física, manejo, estrés de las aves al momento de la captura y factores de toma de muestra. De todas maneras, el intervalo de confianza al 95% fue de 150 – 159 en *S. mendiculus* y 108-115 en *P. harrisi*, coincidiendo con lo expuesto según Harrison & Ritchie (1994) que en aves de 2 a 5 kg la frecuencia cardiaca es de 110 – 175 lpm en condiciones de inmovilización.

Respecto a la frecuencia respiratoria, en *S. mendiculus* obtuvo un valor de  $17,05 \pm 3,75$  rpm y en *P. harrisi*  $18,74 \pm 4,9$  rpm. Al igual que en el caso expuesto anteriormente, el coeficiente de variación fue alto en las dos especies, por ende, la muestra de frecuencia respiratoria fue heterogénea, lo que demuestra que las variaciones en temporada-hora, manejo, estrés de las aves y factores de toma de muestra influyeron en este parámetro. Al tomar el intervalo de confianza al 95% se registró un rango de 16 – 18 rpm en *S. mendiculus* y 18 – 20 rpm en *P. harrisi*, valores son que inferiores a los mencionados por Harrison & Ritchie (1994) 20 – 30 rpm en aves de 2 a 5 kg durante la inmovilización, pudiendo aquellas diferencias deberse a adaptaciones fisiológicas al ambiente.

En *S. mendiculus* no se evidenció relación entre la temperatura cloacal y el sexo, en tanto que en *P. harrisi* dicho parámetro fue estadísticamente mayor en machos

que en hembras. La observación en *P. harrisi* podría demostrar la existencia de variaciones fisiológicas de acuerdo al sexo o solamente hallazgos espurios debidos a cambios en la temperatura del día, actividad física que depende del sector ecológico de alimentación, ingestión de alimento o excitación (Kelly, 1972).

Tanto en *S. mendiculus* y *P. harrisi*, no se estableció diferencia estadística entre la frecuencia cardíaca y el sexo de las aves, sin embargo en las dos especies el valor promedio fue mayor en machos que las hembras, lo que podría deberse a variaciones fisiológicas respecto al sexo o hallazgos casuales o actividad física debido a su sector ecológico de alimentación.

Tampoco se hallaron diferencias estadísticas entre la frecuencia respiratoria y el sexo de pingüinos y cormoranes, sin embargo, el promedio de frecuencia respiratoria fue mayor en hembras *S. mendiculus* que en machos, contrastando con lo obtenido en *P. harrisi*, siendo mayor en las hembras. Como ya se mencionó, dichos resultados podrían deberse a cambios fisiológicos por adaptación ambiental o hallazgos casuales.

En *S. mendiculus* a pesar de no comprobar diferencia estadística, los individuos juveniles exhibieron mayor temperatura cloacal que los adultos. En *P. harrisi* dicho parámetro fue estadísticamente mayor en juveniles que adultos. Resultados que concuerdan con lo expresado por Kelly (1976) en mamíferos señalando que en juveniles la temperatura es mayor que en adultos.

De igual manera, en las dos especies estudiadas se comprobó que la frecuencia cardíaca promedio fue mayor en juveniles que adultos, a pesar que en *S. mendiculus* no hubo relación estadística a diferencia de *P. harrisi*. Dichos resultados coinciden con lo señalado por Kelly (1972) en la cual los juveniles poseen mayor frecuencia cardíaca que los adultos.

A sí mismo, a pesar de no existir diferencias estadísticas se comprobó que la frecuencia respiratoria promedio fue mayor en juveniles que adultos en las dos especies estudiadas, afirmando lo descrito por Kelly (1972).

Al realizar la comparación de las constantes fisiológicas con el peso y el índice de masa corporal, se determinó que existía diferencia significativa con la temperatura cloacal en las dos especies. Con respecto a la frecuencia cardíaca y respiratoria, únicamente en *S. mendiculus* se halló relación estadística. A pesar que los mencionados resultados se hallaron estadísticamente relacionados, el valor del coeficiente de determinación fue bajo ( $< 20\%$ ) por lo que la probabilidad de que el peso e índice de masa corporal influyan en las constantes fisiológicas es baja.

## CAPÍTULO V CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### Conclusiones

1. *Spheniscus mendiculus* y *Phalacrocorax harrisi* presentaron algún tipo de estructura parasitaria, por lo que fueron positivos a endoparasitosis gastrointestinal.
2. Se identificaron 3 clases de parásitos gastrointestinales en *S. mendiculus*: un nematodo (*Contracaecum* sp.), un proglótide de cestodo y protozoos (*Entamoeba* spp. y ooquistes de esporozoa); mientras que, en *P. harrisi* se aislaron 3 clases de parásitos gastrointestinales: nematodos (*Contracaecum* sp.), un trematodo (Heterophyidae) y protozoos (*Entamoeba* spp., *Eimeria* sp. y ooquistes de esporozoa).
3. De las 3 clases de parásitos hallados en *S. mendiculus* y *P. harrisi*, los protozoarios fueron los más frecuentes posiblemente por la forma de recolección de muestra fecal.
4. Los valores clínicos de temperatura cloacal y de frecuencia cardiaca durante la captura en *S. mendiculus* y *P. harrisi* estuvieron dentro de los rangos reportados en otras especies de pingüinos y cormoranes o en aves de peso similar. No obstante, la frecuencia respiratoria fue menor que dichos rangos en las dos especies.

## Recomendaciones

1. Es necesario mejorar la sensibilidad de la técnica diagnóstica para cada tipo de parásito. En el caso de estudios de helmintos, se recomienda tomar una mayor cantidad de muestra fecal ( $\geq 1$  gr) preservándola en medios adecuados según su análisis: formol aldehído (estudios cuantitativos) y alcohol (filogenéticos). Para protozoarios, la muestra fecal conviene conservarla en medios que permitan la esporulación de los oocystos como el dicromato de potasio.
2. Para *S. mendiculus*, se recomienda la recolección de la muestra fecal por evacuación espontánea mediante la elaboración de cajas especiales, ya que la consistencia de sus heces es firme y la anatomía y tamaño de la especie lo permite. Con respecto a *P. harrisi*, el hisopado cloacal es una alternativa de recolección, por su consistencia fecal blanda y el considerable tamaño del ave.
3. Para la técnica de flotación, se recomienda centrifugar la muestra fecal y dejarla en reposo al menos 5 minutos, como lo mencionan Dryden *et al.* (2005) y otros autores; puesto que, se presenta mayor cantidad de formas parasitarias que si se deja en reposo.
4. Es necesario se efectúen otros estudios para evaluar los factores predisponentes (sexo, edad, tamaño y conformación) de endoparasitosis intestinal, ya que a primera vista las variables mostraron características comunes en las dos especies.
5. Para obtener las constantes fisiológicas es recomendable colocar un material que impida la visión del animal e iniciar una vez que el ave este relajada. En la auscultación se sugiere estandarizar la hora de registro y emplear un estetoscopio de doble manguera de uso pediátrico.



## REFERENCIAS

### Referencias Bibliográficas

1. Akst, E., Boersma, D., Fleischer, R. (2002). A comparison of genetic diversity between the Galápagos Penguin and the Magellanic Penguin. *Conservation Genetics*, 3, 375-383.
2. Alzola-Chiramo, R., Muñoz – Gil, J., Marín – Espinoza, G., Prieto – Arcas, A., Andrade – Vigo, J. (2009). Variación Estacional de los Parámetros Hematológicos, Hemogasodinámicos, Acido-Básicos y Electrolíticos en el Cormorán (*Phalacrocorax brasilianus*). [versión electrónica]. Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas, Universidad del Zulia, Maracaibo, Venezuela, 43(1), 59-75.
3. Altizer, S., Harvell, D., Friedle, E. (2003). Rapid evolutionary dynamics and disease threats to biodiversity. [versión electrónica]. *Trends in Ecology and Evolution*, 18 (11), 589-596.
4. Amato, J.R., Monteiro, C.M., Amato, S.B. (2006). *Contracecum rudolphii* Hartwich (Nematoda, Anisakidae) from the Neotropical Cormorant, *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) in southern Brazil. [versión electrónica]. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23 (4), 1284-1289.
5. Andino, P. (1979). Introducción a la Investigación (pp. 19, 22, 23). Latacunga. Ecuador. Edi. Litograficas “Andrade Hnos”.
6. Banks, S. (2002). Ambiente Físico. En Danulat, E., Edgar, G. J. (Eds). *Reserva Marina de Galápagos. Línea Base de la Biodiversidad* (pp. 22-37). Fundación Charles Darwin/Servicio Parque Nacional Galápagos, Santa Cruz, Galápagos, Ecuador.
7. Boersma, D. (1977). An Ecological and Behavioral Study of the Galápagos Penguin (pp.47-49). *The Living Bird*.
8. Bollmer, J., Vargas, H., Parker, P. (2007). Low MHC variation in the endangered Galápagos penguin (*Spheniscus mendiculus*). [versión electrónica]. *Immunogenetics*, 59, 593-602.
9. Borchert, A. (1975). *Parasitología Veterinaria* (pp. 670-671), Zaragoza, España, Edit. Acribia.

10. Bowman, D.D. (1995). *Georgis's Parasitology for Veterinarians*. (pp. 114 - 301). Philadelphia. W. B. Saunders Company.
11. Broussard, J. D. (2003). Optimal Fecal Assessment. [versión electrónica]. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 18 (4), 218-230.
12. Bungham, M. (2000). Penguins of the Falkland Islands and South America. Environmental Research Unit Publications, pp. (45-48). Stanley, Falkland Islands.
13. Bustamante, R. H., Wellington, G. M., Branch, G. J., Martínez, P., Rivera, F., Smith, F., Witman, J. (2002). Sobresalientes Características Marinas del Archipiélago de Galápagos. En: *Visión para la Biodiversidad de las Islas Galápagos* (pp. 75-86). Fundación Charles Darwin para las islas Galápagos y WWF, Puerto Ayora, Galápagos.
14. Castro, I., Phillips, A. (1996). A guide to The Birds of the Galápagos Islands. London. Christopher Helm. A & C Black. (pp.63, 80, 81).
15. Chávez, F. P., Brusca, R. C. (1991). The Galápagos Islands and Their Relation to Oceanographic Processes in the Tropical Pacific. En James, M. J. (Ed) Galápagos Marine Invertebrates. *Topics in Geobiology*, 8, 9-33. Plenum Publ. Corp.
16. Clarke, J., Kerry, K., (2000). Diseases and parasites of penguins. *Penguin Conservation*, 13 (1), 5-24.
17. Cleaveland, S. (2003). Emerging infectious diseases of wildlife. [versión electrónica]. *Microbiology Today*, 30, 155-156.
18. Colinvaux, P. (1984). The Galápagos Climate: Present and Past. En Perry, R. (Ed). *Galápagos. Key Environments* (pp. 15-41). Oxford. England. Pergamon Press Ltd.
19. CRE. Constitución de la República del Ecuador. (2008). Tribunal Constitucional. Ecuador. Registro Oficial N° 449.
20. Cranfield, M. (2003). Sphenisciformes (Penguins). En Miller, F. (Eds). *Zoo and Wild Animal Medicine* (pp.104). St. Louis, Missouri. Saunders.
21. Daszak, P., Cunningham, A.A., Hyatt, A.D. (2000). Emerging Infectious Diseases of Wildlife – Threats to Biodiversity and Human Health. [versión electrónica]. *Science*, 287, 443-449.
22. Deem, S., Karesh, W.B., Weisman, W. (2001). Putting theory into practice: wildlife health in conservation. [versión electrónica]. *Conservation Biology*, 15, 1224-1233.

23. Deem, S., Merkel, J., Ballweber, L., Vargas, H., Cruz, M., Parker, P. (2010). Exposure to *Toxoplasma gondii* in Galápagos Penguins (*Spheniscus mendiculus*) and Flightless Cormorants (*Phalacrocorax harrisi*) in the Galápagos Islands, Ecuador. [versión electrónica]. *Journal of Wildlife Diseases*, 46 (3), 1005-1011.
24. Deem, S., Parker, P., Cruz, M., Merkel, J., Hoeck, P. (2011). Comparison of blood values and health status of floreana mockingbirds (*Mimus trifasciatus*) on the Islands of Champion and Gardner-by-Floreana, Galápagos islands. [versión electrónica]. *Journal of Wildlife Diseases*, 47 (1), 94-106.
25. Díaz, J. I., Cremonte, F., Navone, G. T. (2010). Helminths of the Magellanic Penguin, *Spheniscus magellanicus* (Sphenisciformes), During the Breeding Season in Patagonian Coast, Chubut, Argentina. [versión electrónica]. *Comparative Parasitology*, 77 (2), 172-177.
26. Dryden, M.W., Payne, P. A., Ridley, R., Smith, V. (2005). Comparison of Common Fecal Flotation Techniques for the Recovery of Parasite Eggs and Oocyst. [versión electrónica]. *Veterinary Therapeutics*, 6 (1), 15-28.
27. Duffie, C., Travis, C., Vargas, H., Parker, P. (2009). Genetic structure within and between island populations of the flightless cormorants (*Phalacrocorax harrisi*). *Molecular Ecology*, 18, 2103-2111.
28. Eliasson, U. (1984). Native Climax Forests. En Perry, R. (Ed). *Galápagos. Key Environments* (pp. 15-41). Oxford. England. Pergamon Press Ltd.
29. Fagerholm, H., Overstreet, R. (2008). Ascaridoid Nematodes: *Contraecaecum*, *Porrocaecum*, and *Baylisascaris*. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 3-8).Iowa, USA. Blackwell Publishing.
30. Fedynich, A.M. (2008). Heterakis and Ascaridia. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 388-411).Iowa, USA. Blackwell Publishing.
31. Feldman, G. (1985). Satellites, Seabirds, and Seals. En Robinson, G., del Pino, E.M. (Eds). *El Niño en las Islas Galápagos. El Evento de 1982 – 1983* (pp. 125-130). Quito. Ecuador. Fundación Charles Darwin para las Islas Galápagos.
32. Frankham, R. (1996). Relationship of Genetic Variation to Population Size in Wildlife. [versión electrónica]. *Conservation Biology*, 10 (6), 1500-1508.
33. Fredes, F., Raffo, E., Muñoz, P., Herrera, M. (2006). Fauna parasitaria gastrointestinal en polluelos de Pingüino Papua (*Pygoscelis papua*) encontrados muertos en zona antártica especialmente protegida (ZAEP N° 150). [versión electrónica]. *Parasitología Latinoamericana*, 61, 179-182.

34. Fredes, F., Madariaga, C., Raffo, E., Valencia, J., Herrera, M., Godoy, C., Alcaíno, H. (2007). Gastrointestinal parasite fauna of gentoo penguin (*Pygoscelis papua*) from the Peninsula Munita, Bahía Paraíso, Antártica. [versión electrónica]. *Antartic Science*, 19(1), 93-94.
35. Fredes, F., Raffo, E., Muñoz, p., Herrera, M., Godoy, C. (2008). Fauna parasitaria gastrointestinal en el pingüino Adelia (*Pygoscelis adeliae*) de zona antártica especialmente protegida (ZAEP N° 150). [versión electrónica]. *Parasitología Latinoamericana* 63, 64-68.
36. Friend, M., Franson, J.C. (1999). Field Manual of Wildlife Diseases. (pp. 188-213).
37. Furlan, R., Macari, M. (2002). Termorregulação. En Macari, M., Furlan, E., Gonzales, E. *Fisiologia Aviária aplicada a frangos de corte* (pp. 209-230). São Paulo. Brasil. FUNEP/UNESP.
38. Ganong, W. (2006). *Fisiología Médica* (pp. 557-570; 629-638). Cuauhtémoc. México. El Manual Moderno, S.A.
39. Gardner, S.L., Thew, P.T. (2006). Redescription of *Cryptocotyle thapari* McIntosh, 1953 (Trematoda: Heterophyidae), in the River Otter *Lutra longicaudis* from Bolivia. [versión electrónica]. *Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology*. Paper 8.
40. Granizo, T. (2002). Libro Rojo de las aves del Ecuador. (pp. 23-26). Simbioe. Quito. Ecuador.
41. González–Acuña, D., Kinsella, J., Lara, J., Valenzuela-Dellarossa, G. (2008a). Parásitos gastrointestinales en pingüino de Humbolt (*Spheniscus humboldti*) y pingüino de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) en las costas de centro y centro sur de Chile. [versión electrónica]. *Parasitología Latinoamericana*, 63, 58-63.
42. González–Acuña, D., Barrientos, C., Zepeda, X., Corvalan, F., Kinsella, M. (2008b). Parasitismo Gastrointestinal en Cormorán *Phalacrocorax brasilianus* (GMELIN, 1789) (Aves, Phalacrocoracidae) en la ciudad de Talcahuano, Chile. [versión electrónica]. Boletín IX Congreso Chileno Ornitología. Instituto de Investigación Isla Negra. Aves Chile.
43. Gottdenker, N., Walsh, T., Vargas, H., Merkel, J., Jiménez-Uzcátegui, G., Miller, E., Dailey, M., Parker, P. (2005). Assesing the risks of introduced chickens and their pathogens to native birds in the Galápagos Archipiélago. *Biological Conservation*, 126, 429-439.
44. Granados Pérez, R., Villaverde Peris, C. (2003a). *Microbiología*. Tomo I. Madrid. España. Thomson Paraninfo.
45. Granados Pérez, R., Villaverde Peris, C. (2003b). *Microbiología* Tomo II. Madrid. España. Thomson Paraninfo.

46. Greiner, E. (1989). Parasite Diagnosis By Fecal Examination. [versión electrónica]. *Journal of the Association of Avian Veterinarians*, 3(2), 69-72.
47. Greiner, E.C., Ritchie, B. W. (1994). Parasites. En Ritchie B., Harrison, G., Harrison, L. (Eds). *Avian Medicine: Principles and application* (pp. 1008). Delray Beach, Florida. HDB International Inc.
48. Greiner, E.C. (1997). Parasitology. En Altaman, R.B., Clubb, S.L., Dorrostein, G.M., Quesenberry, K. (Eds). *Avian Medicine and Surgery*. (pp. 332-347). Philadelphia. Pennsylvania. W. B. Saunders Company.
49. Greiner, E.C. (2008). Isospora, Atoxoplasma, and Sarcocystis. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 108-119). Iowa, USA. Blackwell Publishing.
50. Harris, M.P. (1973). The Galápagos Avifauna. *The Condor*, 75 (3), 265-278.
51. Harris, M.P. (1974a). A Field Guide to the Birds of Galápagos. London. Great Britain. Collins. (pp. 51, 52, 73, 74).
52. Harris, M.P. (1974b). A complete Census of the Flightless Cormorant Station Darwin Galápagos. *Biological Conservation*, 6(1), 188-191.
53. Harris, M. P. (1984). The Seabirds. En Perry, R. (Eds). *Galápagos. Key Environments* (pp. 204). Oxford. England. Pergamon Press Ltd.
54. Harrison, P. (1983). Seabirds an Identification Guide. Pp. (307). Croom Helm. London & Sydney. (pp. 207, 307).
55. Harrison, G., Ritchie, B. (1994). Making Distinctions in the Physical Examination. En Ritchie, B., Harrison, G., Harrison, L. (Eds). *Avian Medicine: Principles and Application* (pp. 148). Delray Beach. Florida. HDB International Inc.
56. Heylings, P., Bensted-Smith, R., Altamirano, M. (2002). Zonificación e Historia de la Reserva Marina de Galápagos. En DanulaT, E., Edgar, G. J. (Eds). *Reserva Marina de Galápagos. Línea Base de la Biodiversidad* (pp. 10-21). Fundación Charles Darwin/Servicio Parque Nacional Galápagos, Santa Cruz, Galápagos, Ecuador.
57. Horwell, D., Oxford, P. (1999). Galápagos Wildlife A Visitor's Guide. England. Bradt Publications. (pp. 52, 53, 61, 62).
58. Houvenaghel, G.T. (1984). Oceanographic Setting of the Galápagos Islands. En Perry, R. (Ed). *Galápagos. Key Environments* (pp. 43-69). Oxford. England. Pergamon Press Ltd

59. Huffman, J.E. (2008). Trematodes. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 225-245).Iowa, USA. Blackwell Publishing.
60. Itow, S. (2003). Zonation Pattern, Succession Process and Invasion by Aliens in Species-poor Insular Vegetation of the Galápagos Islands. *Global Environmental Research* 7(1), 39-58.
61. Jiménez-Uzcátegui, G., Wiedenfeld, D. (2002). Aves Marinas. Danulat, E., Edgar, G. (Eds.), En: *Línea Base de la Biodiversidad - Reserva Marina de Galápagos*. Parque Nacional Galápagos. Fundación Charles Darwin. Galápagos. Puerto Ayora. Santa Cruz.
62. Jiménez-Uzcátegui, G. (2012). Monitoreo del pingüino de galápagos y cormorán no volador. Informe Técnico. Fundación Charles Darwin. Parque Nacional Galápagos.
63. Kelly, W.R. (1972). *Diagnóstico Clínico Veterinario*. Barcelona. España. Continental S. A.
64. Kennedy, M., Valle, C. A., Spencer, H. G. (2009). The phylogenetic position of the Galápagos Cormorant. [versión electrónica]. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 53, 94-98.
65. Levéque, R. (1963). The Status of some Rarer Galápagos Birds. International Council for Bird Presentation, 9, 96-98.
66. Levin, I., Outlaw, D., Vargas, H., Parker, P. (2009). Plasmodium blood parasite found in endangered Galápagos penguins (*Spheniscus mendiculus*). [versión electrónica]. *Biological Conservation*, 142, 3191-3195.
67. Lindsay, D., Blagburn, B. (2008). Cryptosporidium. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 195-203).Iowa, USA. Blackwell Publishing.
68. Lindström, K., Dolnik, O., Yabsley, M., Heligren, O., O'Connor, H., Pärn, H., Foufopoulos, J. (2009). Feather mites and Internal Parasites in Small Ground Finches (*Geospiza Fuliginosa*, Emberizidae) from The Galápagos Islands (Equator). *The Journal of Parasitology*, 95, 39-45.
69. Lyra de Freitas, M., Bianque de Oliveira, J., Dowell de Brito, M., Soares, A., Santiago, V., Alves de Oliveira, R. (2002). [Versión electrónica]. Parásitos gastrointestinales de aves silvestres en cautiverio en el estado de Pernambuco, Brasil. [versión electrónica]. *Parasitología Latinoamericana*, 57, 50-54.
70. Lopez Páez, Myrian. Corredor Arjona, Augusto. Nicholls Orejuela, R. (2006). Atlas de parasitología. Universidad Nacional de Colombia. Vicerrectoría Académica. Colombia. El Manual Moderno.

71. Macari, M., Luquetti, B. (2002). Fisiología Cardiovascular. En Macari, M., Furlan, E., Gonzales, E. *Fisiología Aviária aplicada a frangos de corte* (pp. 17-35). São Paulo. Brasil. FUNEP/UNESP.
72. Macari, M., Naves Givisiez, P. (2002). Fisiología Respiratoria. En Macari, M., Furlan, E., Gonzales, E. *Fisiología Aviária aplicada a frangos de corte* (pp. 17-35). São Paulo. Brasil. FUNEP/UNESP.
73. McQuiston, T., Wilson, M., Grant, P. (1988). Coccidian Parasites in the Darwin Finches. Fundación Charles Darwin. Parque Nacional Galápagos. Obtenido el 20 de Diciembre de 2011, de: Fundación Charles Darwin
74. McLaughlin, J.D, (2008). Cestodes. [Versión electrónica]. En Atkinson, C., Thomas, N., Hunter, B. *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 263). Iowa, U.S.A.
75. Medeiros, L., Amato, S.B. (2010). Ocorrência de cardiocephaloides sp. (digenea: strigeidae) em. Pinguim-de-magalhães (*Spheniscus magellanicus*) No Litoral Norte. Do rio grande do sul, Brasil. [versión electrónica]. *Simposio de Biología Marina*. Resumo Expandido, 18, 3.
76. Mehlhorn, H., Düwel, D. Raether, W. (1994). *Manual de Parasitología Veterinaria*. (pp. 7-50). Bogota, Colombia. Grass-Iatros.
77. Merkel, J., Jones, H., Whiteman, N., Gottdenker, N., Vargas, H. (2007). Microfilariae in Galápagos Penguins (*Spheniscus mendiculus*) and Flightless Cormorants (*Phalacrocorax harrisi*): genetics, morphology, and prevalence. *The Journal of Parasitology*, 93 (3), 495-503.
78. Monteiro, C., Amato, J., Amato, S. (2011). Helminth parasitism in the Neotropical cormorant, *Phalacrocorax brasilianus*, in Southern Brazil: effect of host size, weight, sex, and maturity state. [versión electrónica]. *Parasitology Research*, 109, 849-855.
79. Montoya Alonso, J.A., García Guasch, L., Engel Manchado, J. (2008). Aparato Respiratorio (pp. 177-190). En Engel Manchado, J., García Guasch, L. *Manual del ATV*. España. Multimédica Ediciones Veterinaria.
80. Morales, V. (2010). Endoparásitos en varios Pinzones de Darwin en cautiverio y Pinzones silvestres en la Isla Santa Cruz, provincia de Galápagos. Ecuador, 2008. Universidad Politécnica Salesiana, Quito.
81. Moravec, F. (2009). Experimental studies on the development of *Contraecaecum rudolphii* (Nematoda: Anisakidae) in copepod and fish paratenic hosts. [versión electrónica]. *Folia Parasitologica*, 56 (3), 185-193.
82. Nims, B., Vargas, H., Merkel, J., Parker, P. (2008). Low genetic diversity and lack of population structure in the endangered Galápagos penguin (*Spheniscus mendiculus*). *Conservation Genetics*, 9, 1413-1420.

83. O'Malley B. (2007). Anatomía y Fisiología Clínica de Animales Exóticos (pp. 123-206). Zaragoza. España. Servet, Diseño y Comunicación, S.L.
84. OPS (2003). Zoonosis y Enfermedades Transmisibles Comunes al Hombre y a los Animales. Volumen III. Organización Panamericana de la Salud. Washington D.C. OPS.
85. Padilla, L., Huyvaert, K., Merkel, J., Miller, E., Parker, P. (2003). Hematology, Plasma Chemistry, Serology, and Chlamydia Status of the Waved Albatross (*Phoebastria irroata*) on the Galápagos Islands. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 343 (3), 278-283.
86. Padilla, L., Santiago-Alarcon, D., Merkel, J., Miller, E., Parker, P. (2004). Survey for *Haemoproteus* spp., *Trichomonas gallinae*, *Chamidyphila psittaci*, and *Salmonella* spp. In Galápagos Islands Columbiformes. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 35 (1), 60-64.
87. Parker, P., Kernes Whiteman, N., Miller, E. (2006). Conservation Medicine on the Galápagos Islands: Partnerships Among Behavioral, Population, And Veterinary Scientists. [versión electrónica]. *The Auk, A Quarterly Journal of Ornithology*, 123 (3), 625-638.
88. Pazos, G., Laurenti, S., Díaz, J. (2003). Helmintofauna del Pingüino de Magallanes (*Spheniscus magellanicus*) en península Valdés, Provincia del Chubut, Resultados Preliminares. [versión electrónica]. *Historia Natural (Segunda Serie)* 2(10), 85-94. Buenos Aires.
89. PNG. (2005). Plan de Manejo. Parque Nacional Galápagos – Instituto Nacional Galápagos. Consorcio de Gobiernos Municipales de Galápagos. Fundación Charles Darwin (pp. 18, 19, 307). Galápagos. Ecuador
90. Permin, A., Hansen, J. W., (1998). The Epidemiology, Diagnosis and Control of Poultry Parasites. [versión electrónica]. *Food and Agriculture Organization of the United Nations*, FAO, Rome, Italy.
91. Ponce-Gordo, F., Martínez – Díaz, R.A. (2010). Taxonomía y filogenia del genero *Entamoeba*. Una revisión histórica. [versión electrónica]. *Ibero-Latinoamericana de Parasitología*, 69 (1), 5-37.
92. Poulin, R. (1996). Sexual inequalities in helminth infections: a cost of being a male? *Am. Naturalist*, 147 (2), 287-295.
93. Reid, W.M., McDougald, L.R. (1997). Cestodes and Trematodes. En Calnek, B.W., Barnes, H.J, Beard, C.W., McDougald, L.R., Saif, Y.M. *Disease of Poultry*. (pp. 850-862). Ames. Iowa. Iowa State University Press.
94. Rickard, L. (2001). *Veterinary Parasitology. The Practical Veterinarian*. (pp. 53-282). USA. Butterworth-Heinemann.



95. Ruff, M.D., Norton, R.A. (1997). Nematodes and Acantocephalans. En Calnek, B.W., Barnes, H.J, Beard, C.W., McDougald, L.R., Saif, Y.M. *Disease of Poultry*. (pp. 815-850). Ames. Iowa. Iowa State University Press.
96. Saggese, M. (2007). Medicina de la Conservación. Enfermedades y Aves Rapaces. [versión electrónica]. *Hornero*, 22 (2), 117-130.
97. Samour, J. (2010). *Medicina Aviaria*. (pp.25 – 25). Barcelona, España.
98. Santander, T., Hidalgo, J., Haase, B. (2006). Reporte Final Aves Acuáticas en Ecuador. [versión electrónica]. *Aves & Conservación*.
99. Schmidt, G.D., Roberts, L.S. (1985). *Foundations of Parasitology*. (pp. 9-736). St. Louis. Missouri. Times Mirror/Mosby Collegue Publishing.
100. Sierra Bravo, R. (1996). *Tesis doctorales y trabajos de Investigación Científica*. (pp. 281, 334). Madrid. España. Paraninfo, S.A.
101. Simkin, T. (1984). Geology of Galápagos Islands. En Perry, R. (Ed). *Galápagos. Key Environments* (pp. 15-41). Oxford. England. Pergamon Press Ltd.
102. Smith, J. D. (1994). *Introduction to Animal Parasitology*. Cambridge. Cambridge University Press.
103. Snell, H.L., Tye, Tye, A., Causton, C., Bensted-Smith, R. (2002). Estado y Amenazas de la Biodiversidad Terrestre de Galápagos. En: *Visión para la Biodiversidad de las Islas Galápagos* (pp. 43-60). Fundación Charles Darwin para las islas Galápagos y WWF, Puerto Ayora, Galápagos.
104. Snow, B. (1965). Observation on the Behaviour and Ecology of the Flightless Cormorant *Nannopterum Harrisii*. *Ibis*, 108, 265-280.
105. Steinfurth, A. (2007). Marine ecology and conservation of the Galápagos penguin, *Spheniscus mendiculus*. Kiel, Mai. Christian-Albrechts-Universitat Zu Kiel.
106. Swarth, H. (1931). The Avifauna of the Galápagos. En Occasional Papers of the California Academy of Sciences XVIII. San Francisco. Pp (30, 33, 38).
107. Thrusfield, M. (1990). Epidemiología veterinaria (pp. 192). España. Edi. Acribia S. A.
108. Travis, E., Vargas H., Merkel, J., Gottdenker, N. Miller, E. & Parker, P. (2006a). Hematology, plasma chemistry, and serology of Galápagos Penguins (*Spheniscus mendiculus*) in the Galápagos Island, Ecuador. [versión electrónica]. *Journal of Wildlife Diseases*, 42(3), 626-632.

- 109.** Travis, E., Vargas H., Merkel, J., Gottdenker, N. Miller, E. & Parker, P. (2006b). Hematology, plasma chemistry, and serology of the Flightless Cormorant (*Phalacrocorax harrisi*) in the Galápagos Island, Ecuador. [versión electrónica]. *Journal of Wildlife Diseases*, 42(1), 133-141.
- 110.** Trueman, M., d'Ozouville, N. (2010). Characterizing the Galápagos Terrestrial Climate in the Face of Global Climate Change. *Galápagos Research* 67, 26-37.
- 111.** Tully, T. Harrison, G. (1994). Pneumonology. En Ritchie, B., Harrison, G., Harrison, L. (Eds). *Avian Medicine: Principles and Application* (pp. 556-581). Delray Beach. Florida. HDB International Inc.
- 112.** Tye, A., Snell, H.L., Peck, S.B., Adersen, H. (2002). Sobresalientes Características Terrestres del Archipiélago de Galápagos. En: *Visión para la Biodiversidad de las Islas Galápagos* (pp. 43-60). Fundación Charles Darwin para las islas Galápagos, WWF, Puerto Ayora, Galápagos.
- 113.** Valdebenito, H. (1995). Vegetación de las Islas Galápagos y su alteración por acción del Hombre. En Zizka, G., Klemmer, K. Flora y Fauna de las Islas Galápagos, origen, investigación, amenazas y protección. (pp. 44-53). Senckenbergreihe 20. Sonderheft 22.
- 114.** Valle, C.A. (1983). Censo de Cormoranes y Pingüinos alrededor de Fernandina e Isabela Pp. (34-36). En Informe Anual de la Estación Científica Charles Darwin, Galápagos Ecuador.
- 115.** Valle, C.A. (1985). Alteración en las Poblaciones del Cormorán no Volados, el Pingüino de Galápagos y otras aves marinas en Galápagos por Efecto de El Niño 1982-83 y su subsecuente recuperación. En Robinson, G., del Pino, E.M. (Eds). *El Niño en las Islas Galápagos. El Evento de 1982 – 1983* (pp. 125-130). Quito. Ecuador. Fundación Charles Darwin para las Islas Galápagos.
- 116.** Valle, C.A. (1994). The Ecology and Evolution of Sequential Polyandry in Galápagos Cormorants (*Compsohalieus* [NANNOPTERUM] HARRISI). Princeton University. Pp. (23).
- 117.** Vargas, H., Loughheed, C., Snell, H. (2005). Population size and trends of the Galápagos Penguin *Spheniscus mendiculus*. *Ibis* 147:367-374.
- 118.** Vargas, H. (2006). The ecology of small populations of birds in a changing climate. University of Oxford.
- 119.** Vargas, H. Larrea, C., Steinfurth, A. (2006). Manual instructivo para el censo de Pingüinos y Cormoranes. Fundación Charles Darwin.
- 120.** Violante-González, J., Monks, S., Gil-Guerrero, S., Rojas-Herrera, A., Flores-Garza, R., Larumbe-Moran, E. (2011). Parasite communities of the

neotropical cormorant *Phalacrocorax brasilianus* (Gmelin) (Aves, Phalacrocoracidae) from two coastal lagoons in Guerrero state, México.

121. Wiedenfeld, D., Jiménez-Uzcátegui, G. (2008). Critical problems for bird conservation in the Galápagos Islands. [versión electrónica]. *Cotinga* 29, 22-27.
122. Wikelski, M., Foufopoulos, J., Vargas, H., Snell, H. (2004). Galápagos Birds and Diseases: Invasive Pathogens as Threats for Islands Species. [versión electrónica]. *Ecology and Society*, 9 (1), 5.
123. Wobeser, G. (2008). Parasitism: Cost and Effects. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 3-8).Iowa, USA. Blackwell Publishing.
124. Yabsley, M. J., Gibbs, S. E. (2006). Description and phylogeny of a new species of *Eimeria* from Double-Crested Cormorants (*Phalacrocorax auritus*) near Fort Gaines, Georgia. [versión electrónica]. *The Journal of Parasitology*, 92 (2), 385-388.
125. Yabsley, M.J. (2008). *Eimeria*. En Altkinson, C., Thomas, N., Hunter, D. (Eds). *Parasitic Diseases of Wild Birds* (pp. 162-180).Iowa, USA. Blackwell Publishing.
126. Zajac, A.M., Conboy, G.A. (2006). *Veterinary Clinical Parasitology*. Seventh edition. USA. Blackwell Publishing.
127. Ziegler, W. (1995). El Archipiélago de las Galápagos - ubicación, clima, condiciones atmosféricas y origen geológico. En Zizka, G., Klemmer, K. *Flora y Fauna de las Islas Galápagos, origen, investigación, amenazas y protección*. (pp. 17-30). Senckenbergreihe 20. Sonderheft 22.
128. Zucca, P., Delogu, M., (2010). Enfermedades infecciosas y parasitarias. En Samour, J. (Eds), *Medicina Aviaria* (pp. 309). Barcelona: España. Edi. Elsevier.

## Referencias Electrónicas

1. BirdLife International (2012a). *Spheniscus mendiculus*. En: IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.2. Recuperado el 18 de Agosto del 2012. Dirección URL: <[www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org)>.
2. BirdLife International (2012b). *Phalacrocorax harrisi*. En: IUCN 2011. IUCN Red List of Threatened Species. Version 2011.2. Recuperado el 18 de Agosto de 2012. Dirección URL: <[www.iucnredlist.org](http://www.iucnredlist.org)>.
3. BirdLife International (2012). Worrying declines for world's seabirds. Recuperado el 15 de Marzo del 2012. Dirección URL:<<http://www.iucnredlist.org/news/worrying-declines-for-worlds-seabirds>>.
4. Jiménez Molina, M., Torralbas Ortega, J., Rumi Belmonte, L. (2012). Las Constantes Vitales, Monitorización Básica. Recuperado el 5 de Agosto del 2012. Dirección URL: <<http://www.eccpn.aibarra.org/temario/seccion1/capitulo4/capitulo4.htm>>.
5. Jiménez-Uzcátegui, G., Wiedenfled, F., Vargas, H., Snell, H. (2012). Checklist of Galápagos Birds. Charles Darwin Foundation. Recuperado el 5 de Enero del 2012. Dirección URL:<[http://www.darwinfoundation.org/datazone/checklists/files/lists/download/2012\\_Jimenez-Uzcatogui\\_et\\_al\\_Galapagos\\_Aves\\_Checklist.pdf](http://www.darwinfoundation.org/datazone/checklists/files/lists/download/2012_Jimenez-Uzcatogui_et_al_Galapagos_Aves_Checklist.pdf)>.
6. Wiedenfled, D. (2006). List of Species. En: *Aves, The Galápagos Islands, Ecuador*. Charles Darwin Research Station. Recuperado el 25 de Enero de 2012. Dirección URL< <http://www.checklist.org.br/getpdf?SL003-06>>.

## **ANEXOS**





## ANEXO C

**Constantes fisiológicas de individuos *Spheniscus mendiculus* recapturados por monitoreo.**

N° Individuo	Clave Pit	Colonia	Temperatura Cloacal			Frecuencia Cardíaca			Frecuencia Respiratoria		
			Diciembre	Marzo	Junio	Diciembre	Marzo	Junio	Diciembre	Marzo	Junio
1	7-630	CI	39,8	39,1		200	156		28	16	
2	4-294	PP	36,8			200			20		
3	1-882	PP	40,1	39		168	168		20	20	
4	3-637	PP	39,2	39,6		176	200		20	20	
5	8-800	MA	38,5	39,3		152	128		20	16	
6	5-529	CA	39,4		39	188		144	24		12
7	3-585	CA	40,1		39	148		124	24		16
8	4-303	CA		39,9	37,8		136	136		16	16
9	0-595	MA - PP		39,5	38,1		156	108		20	16
10	4-265	CI - PP	40,6		37,3	156		176	20		28
11	3-318	PP	39,5		39,1	180		160	20		20
12	6-804	PP	39,2		38,9	112		172	12		16
13	4-565	MA		39,7	39,4		164	160		12	16
14	4-878	MA	39		38,7	168		148	12		16
15	3-525	MA		39,3	39,6		100	100		16	12
16	5-098	MA		39,7	38,7		120	140		16	16
17	3-565	MA		39,4	39,9		120	140		16	16
18	2-265	MA		39,3	38,8		156	180		12	16

CI=Caleta Iguana; PP=Puerto Pajas; MA=Maríelas.

**Fuente: Investigación Directa.**

**Elaboración: El Autor.**



**ANEXO D**

**Constantes fisiológicas de individuos *Phalacrocorax harrisi* recapturados por monitoreo.**

N° Individuo	Clave Pit	Colonia	Temperatura Cloacal			Frecuencia Cardiaca			Frecuencia Respiratoria		
			Diciembre	Marzo	Junio	Diciembre	Marzo	Junio	Diciembre	Marzo	Junio
1	0-819	PE	39,1	40,2		120	96		24	16	
2	0-813	PE	39,7	41,4		160	112		24	12	
3	1-003	CV	39,4	39,6		100	88		20	16	
4	8-880	PE - CV	39,9	38,8		104	92		24	16	
5	2-874	CV	39,9	40,7		128	104		8	16	
6	6-016	PA1	41	40,8		84	80		16	12	
7	0-548	PA1	39,7	41,2		100	94		20	12	
8	7-355	PA2	40,1	38,6		112	88		20	16	
9	3-581	PE - CV	40,5		40,3	124		96	16	16	
10	1-524	CV		40,5	39,3		100	88		24	24
11	9-361	CV	39,8		39,8	104		116	20		20
12	5-48583	PA1		40,2	39,6		88	80		24	20
13	4-289	PA1	39,9		38,4	168		108	20		12
14	3-257	PA1		40,2	39,1		120	104		16	20
15	8-807	PA2	41,2		39,4	176		104	24		12
16	5-49022	PA2		39,9	40,8		88	112		16	20
17	5-50062	PA2		41	39,7		104	72		20	16
18	1-639	PA2	38,9		39,2	128		72	24		12
19	2-589	PA2		40,2	38,5		104	124		20	20
20	9-370	PA2	40,6		39,8	120		76	20		16
21	5-47556	PA2		41,3	40,2		128	124		16	20

PE=Playa Escondida; CV=Carlos Valle; PA1= Punta Albemarle 1; PA2= Punta Albemarle 2.

**Fuente: Investigación Directa.**

**Elaboración: El Autor.**

## ANEXO E

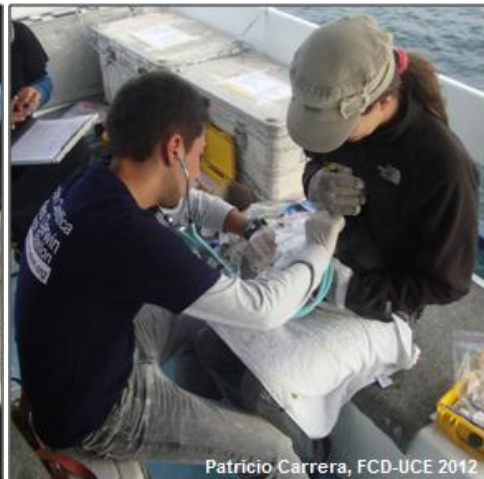
Toma de constantes fisiológicas y muestra fecal en *Spheniscus mendiculus*.

E-1. Temperatura cloacal. E-2. Frecuencia cardiaca. E-3. Frecuencia respiratoria. E-4 Muestra fecal.

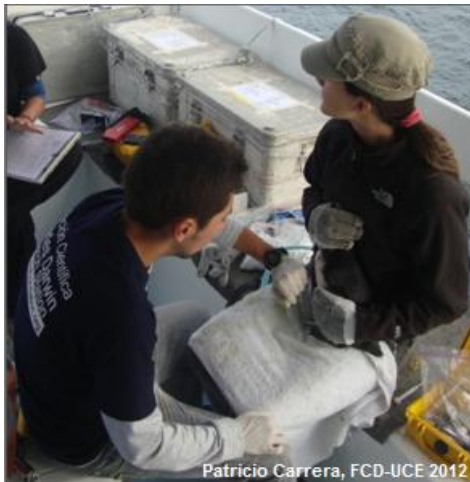
E-1



E-2



E-3



E-4



## ANEXO F

**Caja elaborada para la recolección de heces fecales por evacuación espontánea en *Spheniscus mendiculus*.**

**F-1. Individuos colocados en cada división. F-2. Toma de muestra fecal.**

**F-1**



**F-2**



## ANEXO G

Toma de constantes fisiológicas y muestra fecal en *Phalacrocorax harrisi*.

G-1. Temperatura cloacal. G-2. Frecuencia cardiaca. G-3. Frecuencia respiratoria. G-4 Muestra fecal.

G-1



G-2



G-3



G-4



## ANEXO H

### Técnica flotación simple.

**H-1. Añadir de Sulfato de zinc (d=1,2) hasta las 2/3 partes del tubo. H-2. Homogenizar la muestra. H-3. Centrifugar por un minuto. H-4-5. Anadir Sulfato de zinc hasta formar un borde convexo. H-6. Colocar el cubreobjetos y dejar reposar 20 minutos. H-7. Colocar en el portaobjetos. H- 8. Analizar mediante microscopia (10x-40x).**

**H-1**



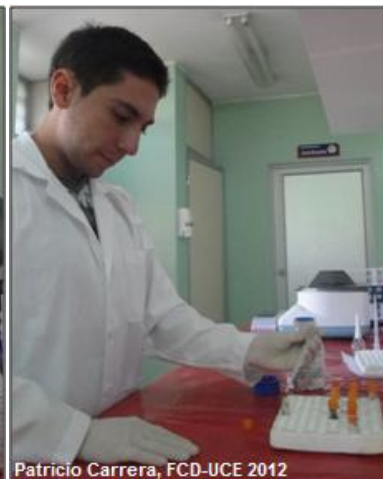
**H-2**



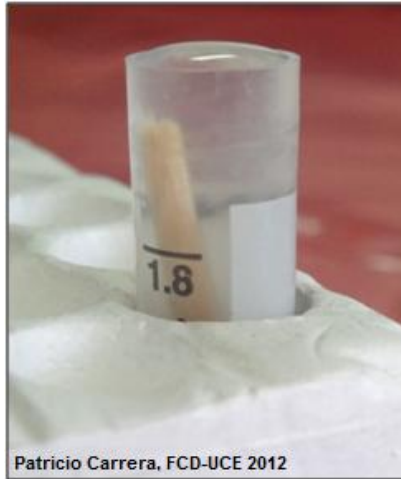
**H-3**



**H-4**

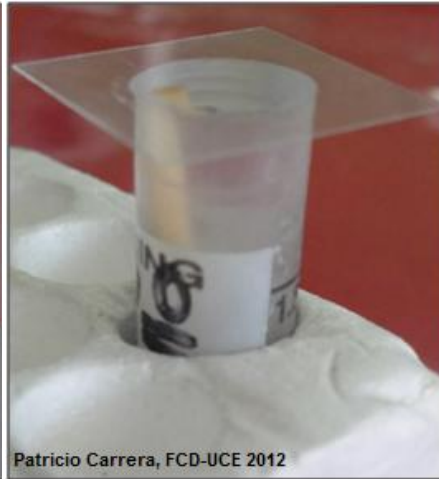


**H-5**



Patricio Carrera, FCD-UCE 2012

**H-6**



Patricio Carrera, FCD-UCE 2012

**H-7**



Patricio Carrera, FCD-UCE 2012

**H-8**



Patricio Carrera, FCD-UCE 2012

## ANEXO I

Crustáceos encontrados en heces fecales de *Spheniscus mendiculus*,  
Galápagos 2012.

H-1-2. *Corycaeus* sp. H-3. Harpacticoida.

H-1



H-2



H-3



## ANEXO J

**Forma juvenil de ácaro encontrado en heces fecales de *Phalacrocorax harrisi*,  
Carlos Valle, Galápagos, 2012.**

