PROTOCOLO DE INCUBACIÓN, CRIANZA Y FORMACIÓN DE GRUPOS PARA NUEVE ESPECIES DE AVES PRESENTES EN EL PARQUE RECREATIVO Y ZOOLÓGICO PISCILAGO

ANDREA JULIETH BERMÚDEZ RODRÍGUEZ

UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS

ZOOTECNIA

FUSAGASUGA

2017

PROTOCOLO DE INCUBACIÓN, CRIANZA Y FORMACIÓN DE GRUPOS PARA NUEVE ESPECIES DE AVES PRESENTES EN EL PARQUE RECREATIVO Y ZOOLÓGICO PISCILAGO

ANDREA JULIETH BERMÚDEZ RODRÍGUEZ

TRABAJO DE GRADO PARA OPTAR EL TITULO DE ZOOTECNISTA

SANDRA LUCIA SARMIENTO PATIÑO

Zootecnista y Especialista en nutrición animal

DAVID MAURICIO OSSA RESTREPO

Zootecnista, MSc. Recursos Naturales

UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA

FACULTAD DE CIECIAS AGROPECUARIAS

ZOOTECNIA

FUSAGASUGÁ

2017

CONTENIDO

RESUMEN **9**

INTRODUCCIÓN **10**

1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA **12**

2 JUSTIFICACIÓN **13**

3 OBJETIVOS **15**

3.1 OBJETIVO GENERAL 15

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS 15

4 MARCO DE REFERENCIA **16**

4.1 ZOOLOGICOS EN COLOMBIA 16

4.2 CONSERVACIÓN EN LOS ZOOLOGIGOS 16

4.3 PLANES DE CONSERVACIÓN DE AVES EXITOSOS 17

4.4 CONCEPTOS BÁSICOS 19

4.4.1 Inversión parental 19

4.4.2 Incubación artificial 20

4.4.3 Afectación en los huevos a causa de bacterias y hongos 21

4.4.4 Desarrollo embrionario 22

4.4.5 Determinación de fertilidad, infertilidad o mortalidad embrionaria y desarrollo embrionario adecuado 25

4.4.6 Nacimiento 30

4.4.7 Crianza de aves en cautiverio 30

4.5 IDENTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE ESPECIES 31

4.5.1 Ordenes 31

4.5.2 Especies de aves 33

5 AREA DE ESTUDIO **49**

5.1 UBICACIÓN 49
5.2 INFRAESTRUCTURA 50
5.2.1 Instalaciones 50
5.3 EQUIPOS 53
5.3.1 Incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos 53
5.3.2 Incubadora Grumbach automática 54
6 METODOLOGÍA 55
6.1 INCUBACIÓN ARTIFICIAL 56
6.1.1 Verificar la postura de huevos 57
6.1.2 Comprobar la viabilidad del huevo 57
6.1.3 Transportar los huevos 58
6.1.4 Introducir a la incubadora 60
6.1.5 Rotar los huevos en la incubadora 61
6.1.6 Registrar control de Humedad relativa y de Temperatura 63
6.1.7 Preparar el nacimiento 64
6.2 CRIANZA EN CAUTIVERIO 65
6.2.1 Identificar de la estrategia de desarrollo: Precocial o altricial. 65
6.2.2 Identificar el estado de salud y fisiológico 66
6.2.3 Indagar acerca de la manutención de estos individuos en cautiverio 67
6.2.4 Diseñar el recinto para la crianza 75
6.2.5 Vigilar el control y la ganancia de peso 77
6.2.6 Registrar control de consumo. 77
6.3 FORMACIÓN DE GRUPOS PARA INTRODUCCIÓN 77
6.3.1 Reconocer el estado físico: Plumaje, pico, medidas, patas, etc. 78
6.3.2 Observar comportamiento en acercamientos múltiples 78

6.3.3 Verificar la integración de los grupos. 80
7 RESULTADOS 81
7.1 INCUBACIÓN ARTIFICIAL 82
7.1.1 Verificación de la postura 82
7.1.2 Verificación de la viabilidad del huevo 83
7.1.3 Registro de control de Temperatura y Humedad 85
7.1.4 Nacimiento 90
7.2 CRIANZA EN CAUTIVERIO 90
7.2.1 Identificación de la estrategia de desarrollo 91
7.2.2 Identificación de estado de salud y estado fisiológico. 91
7.2.3 Indagar acerca de la manutención de estos individuos en cautiverio 94
7.2.4 Control de peso y ganancia de peso 103
7.3 FORMACIÓN DE GRUPOS PARA INTRODUCCIÓN 106
7.3.1 Reconocer el estado físico 106
7.3.2 Observación del comportamiento en acercamientos múltiples 107
8 ANÁLISIS DE RESULTADOS 109
9 CONCLUSIONES 113
10 RECOMENDACIONES 115
11 BIBLIOGRAFÍA 117
12 ANEXOS 133

LISTA DE TABLAS

Tabla 1 Desarrollo embrionario del Emú representados en estados según la clasificación HH 23
Tabla 2 Especies de aves estudiadas durante el tiempo de pasantía y estado fisiológico en que llegaron 31
Tabla 3 Taxonomía del Emú 34
Tabla 4. Taxonomía de la especie Vanellus chilensis o Taro taro 36
Tabla 5. Taxonomía de la especie Burhinus bistriatus o Alcaraván 38
Tabla 6. Taxonomía de la especie Forpus conspicillatus o Periquito de anteojos 40
Tabla 7. Taxonomía de la especie Pitangus sulphuratus o Bicho fue común 40
Tabla 8. Taxonomía del Ibis negro 42
Tabla 9. Taxonomía de la especie Sicalis flaveola o Canario común 45
Tabla 10. Taxonomía del Azulejo 45
Tabla 11. Taxonomía de la especie Chauna chavarria 47
Tabla 12. Datos de incubación en las especies Dromaius novaehollandiae y Vanellus chilensis 57
Tabla 13 Registro de incubación, tipo de incubación empleada y equipo usado para el procedimiento 81
Tabla 14 Registro del muestreo de ovoscopia en Vanellus chilensis 84
Tabla 15 Estrategias de desarrollo de las 9 especies trabajadas. 91
Tabla 16 Grupos alimenticios de la Mezcla para crianza 98

LISTADO DE IMÁGENES

Imagen 1 Visualización con la metodología de ovocopia en dos huevos en la parte superior (flecha) se evidencia desarrollo embrionario y en la parte inferior un huevo “claro” 25
Imagen 2 Huevo con “Anillo de Sangre” o muerte embrionaria 26
Imagen 3 Termografía en huevos de Falco naummani 28
Imagen 4 Ejemplar de la especie Dromaius novaehollandiae o Emú 34
Imagen 5 Vanellus chilensis o Taro taro 36
Imagen 6 Burhinus bistriatus o Alcaraván con un polluelo 37
Imagen 7. Forpus conspicillatus o periquito de anteojos 39
Imagen 8 Pitangus sulphuratus 41
Imagen 9 Phimosus infuscatus 43
Imagen 10 Sicalis flaveola 44
Imagen 11Thraupis episcopus o azulejo 46
Imagen 12 Chauna chavaria o Chavarri 48
Imagen 13 Ubicación del Parque Recreativo y Zoológico Piscilago – Colsubsidio 49

Imagen 14 Instalaciones del bioterio. A: Galpón con calefacción, B: Recinto de acostumbramiento. 50
Imagen 15 Uso del recinto Jaula de Liberación blanda ubicado en Clínica para acercamiento. 51
Imagen 16 Exhibición Bosque Húmedo, cerrada al público por la crianza de los parentales 52
Imagen 17 Ingreso de 3 huevos a la Incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos 53
Imagen 18 Incubadora Grumbach/ Lyon Automatica 54
Imagen 19 Diagrama metodológico de los tres procesos realizados 55
Imagen 20 Procedimiento de la incubación artificial 56
Imagen 21 Recolección de huevos de Vanellus chilensis 59
Imagen 22 Procedimiento de rotación de huevos en incubadora Grumbach automática 62
Imagen 23 Giro del huevo en la incubadora artesanal, método de marcaje del huevo . 63
Imagen 24 Procedimiento de la crianza en cautiverio 65
Imagen 25 Procedimiento para la formación de grupos para la introducción 78
Imagen 26 Temperatura tomada en las horas de la mañana y tarde en la incubación de huevos de Emú. 86
Imagen 27 Humedad Relativa (mañana y tarde) en la incubación de Emú 87
Imagen 28 Temperatura en la incubación de huevos de Vanellus chilensis 88
Imagen 29 Humedad Relativa en la incubación de Vanellus chilensis 89
Imagen 30 Polluelo de Vanellus chilensis con problemas plumaje y crecimiento 93
Imagen 31 Ejemplos correspondientes a estados fisiológicos 94
Imagen 32 Alimentación asistida en Burhuinus bistriatus 95
Imagen 33 Presentación de la mezcla de crianza 101
Imagen 34 Grafica de ganancia de peso de Chauna chavaria 104
Imagen 35 Ganancia de peso de tres individuos de Vanellus chilensis 105
Imagen 36 Polluelos de Vanellus chilensis (A), transición de plumaje de Vanellus chilensis (B.) 106
Imagen 37 Interacción entre individuos de la especies Vanellus chilensis de diferentes grupos 107

ANEXOS

Anexo 1 Control de temperatura y humedad relativa en la incubación de Vanellus chilensis 133
Anexo 2 Control de temperatura y humedad relativa en la incubación de Emú 134
Anexo 3 Tabla de ganancia de Peso en chauna chavaria..... 135
Anexo 4 Tabla de ganancia de peso en tres individuos de Vanellus chilensis 136
Anexo 5. Formato de seguimiento nutricional de casos especiales sugerido..... 137
Anexo 6. Protocolo de crianza para especies de aves 137

RESUMEN

El Parque Recreativo y Zoológico Piscilago de Colsubsidio cuenta con alrededor de 400 aves en su colección, en donde se pueden encontrar especies nativas y endémicas de Colombia, algunas de las especies aviares que residen en el zoológico han encontrado allí un espacio propicio para incubar y criar sus polluelos, sin embargo bajo las condiciones de cautiverio en algunas instituciones no se cuenta con un protocolo de manejo de aves en estas etapas, dificultando los procesos de desarrollo de algunos individuos, para ello se realizó un seguimiento riguroso en aspectos como la incubación, crianza y formación de grupos en 9 especies de aves pertenecientes a la colección obteniendo como resultado un protocolo de manejo de estas especies en algunos o todos los ciclos mencionados anteriormente.

El registro de estos procesos aportará y compilará datos de gran importancia acerca de la incubación y crianza de 9 especies de aves presentes en la colección. Para la especie *Dromaius novaehollandiae* se colectaron datos de incubación; en *Vanellus chilensis* se tomaron datos acerca de la incubación, crianza y formación de grupos y para las especies *Burhinus bistriatus, Chauna chavaria*, *Forpus conspicillatus*, *Pitangus sulphuratus, Phimosus infuscatus, Sicallis flaveola* y *Thraupis episcopus* se recolectaron datos solo en la etapa de crianza.

Este documento aportará algunas directrices acerca de incubación artificial, crianza en cautiverio y formación de grupos para introducción, rehabilitación de diferentes especies de aves silvestres que se reportaron en el Zoológico y se ha corroborado por medio de investigaciones específicas para cada especie y estadío.

INTRODUCCIÓN

Colombia es el lugar donde se ubican dos de los puntos más importantes para la biodiversidad “Puntos calientes o hotspots” identificados en el planeta como lo son Los Andes y el Choco Biogeográfico (Mittermeier, Myers, Thomsen, Da Fonseca, & Oliveri, 1998) y cuenta con 85 tipos de ecosistemas generales (Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, 2016) donde uno de los ecosistemas en el que se ha visto mayor afectación es el bosque seco tropical, ya que se ha convertido en uno de los más amenazados, encontrándose al borde de la extinción en la mayoría de regiones del planeta y en Colombia, estimando que queda menos el 1,5% de los que originalmente existían (Morales & Sarmiento, 2008); el cual el Parque Zoológico y Recreativo Piscilago de Colsubsidio se encuentra ubicado con una extensión de 80 hectáreas, entre las cuales se encuentran áreas de bosque dedicadas a la conservación pertenecientes a este ecosistema, que permite dar viabilidad al desarrollo de más de 400 especies diferentes de aves nativas y exóticas las cuales encuentran allí las condiciones ideales para su desarrollo y reproducción. En pro de instaurar poblaciones saludables el Zoológico propone el desarrollo de crianza artificial de algunas especies características del bosque seco tropical, teniendo como referencia algunos planes de conservación como el “Proyecto de Recuperación del Cóndor de California” que permitió establecer poblaciones *In Situ* pasando de tener tan solo menos de 30 ejemplares en cautiverio a más de 200 de los cuales algunos se reintrodujeron de manera exitosa (Rojo, 2003) en ambientes naturales protegidos.

El establecimiento de directrices de incubación artificial, crianza en cautiverio, y algunos parámetros zootécnicos (ganancia y pérdida de peso en individuos nacidos en

el Zoológico, consumo diario, comportamiento) permitirá evidenciar falencias durante el desarrollo de la crianza y sugerir estrategias de conservación más acertadas para las especies en estudio.

1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

La ubicación del bosque seco tropical pertenece en su mayoría al Parque Recreativo y Zoológico Piscilago debido a sus condiciones climáticas y geográficas permite el desarrollo de más de 183 especies de aves siendo este Parque considerado un “Área de importancia Internacional para la Conservación de Aves” (AICA). Dentro de su colección se albergan más de 400 aves nativas y en menor número exóticas; algunas de ellas llegan a la institución en su mayoría como individuos victimas de tráfico ilegal o accidentadas por factores antropológicos o naturales. Teniendo en cuenta el objetivo de conservación institucional y la variedad de especímenes se hace necesario implementar un manejo adecuado para los individuos más vulnerables de estas especies (neonatos y embriones en incubación) por lo que la creación de protocolos de incubación, crianza, manejo nutricional y etológico se hace indispensable para la supervivencia de las especies en estudio, el manejo adecuado de estas especies permitirá dar viabilidad a poblaciones en cautiverio y contribuir con planes de reintroducción y conservación de especies de aves amenazadas en el país y en el mundo. Cabe resaltar que en investigaciones como en el Manual de *Charadriiformes* hacen referencia a la necesidad de investigación en cuanto a incubación, crianza, hábitos alimenticios, ganancia de pesos en cautiverio y así nutrir a la comunidad investigativa de más herramientas para la conservación de especies *Ex situ* (AZA Charadriiformes Taxon Advisory Group, 2014).

2 JUSTIFICACIÓN

Aunque no se ha reportado un estimativo total para el año 2012, sesenta y seis (66) especies de aves tienen presencia exclusiva en el país y 275 grupos taxonómicos de aves consideradas migratorias con distribución ocasional cíclica o permanente en el país; adicional para el año 2015 aumentó nuevamente el reporte a 1.921 especies de aves en Colombia (Naranjo & Amaya, 2009; Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, 2012).

Colombia presenta un lugar privilegiado para la escala de biodiversidad mundial, ocupando el primer lugar en biodiversidad de aves contando con un registro de 1.971 especies de las cuales 79 se consideran endémicas y con 129 especies de aves migratorias, desafortunadamente 330 especies de aves son víctimas de comercio y tráfico ilegal (Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia, 2017), cabe resaltar que uno de cada diez individuos sobrevive al tráfico y comercio ilegal por lo que este factor es uno de los causantes de mayor pérdida del valor de la biodiversidad en Colombia , a esto se suma la fragmentación y perdida de hábitat en expansión y calidad debido en algunos casos al aumento de la frontera agropecuaria, la contaminación, cacería y el manejo inadecuado por falta de conocimiento de individuos en cautiverio hacen que se aceleren los procesos de extinción en especies que en algunos casos se traduce en una extinción irreversible. El Zoológico de Piscilago cuenta con individuos de *Chauna chavaria* que se encuentra clasificada como “Vulnerable” a la extinción; *Tharupis episcopus* que se encuentra clasificado como “casi amenazado”; las especies *Vanellus chilensis, Sicallis flaveola, Phimosus infuscatus*, *Forpus conspicillatus, Pitangus sulphuratus* se encuentran clasificadas como *“Preocupación menor”* por la Unión

Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) (Renjifo, Franco Amaya, Amaya Espinel, Kattan, & Lopez Lanus, 2002) por lo que su desarrollo en cautiverio es de vital importancia para el Zoológico. Sin embargo, el parque no cuenta con la estandarización y protocolos de Manejo Zootécnico para la incubación y crianza de polluelos de las especies de aves de la colección y nativas del Bosque seco. Por tal razón, es indispensable la creación de los protocolos de incubación artificial, crianza en cautiverio y formación de grupos para la introducción; documentos que serán una herramienta importante a la hora de tener éxito en la crianza en cautiverio, dando viabilidad a sus poblaciones y asegurando los aspectos naturales de su comportamiento cuando se relacionen con individuos de la misma especie o con individuos de otras especies.

3 OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

- Diseñar un protocolo de incubación, crianza y formación de grupos para nueve especies de aves presentes en el Parque Recreativo y Zoológico Piscilago.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Estandarizar los parámetros adecuados del manejo de incubadora del parque recreativo y Zoológico Piscilago.
- Determinar los parámetros, seguimiento y cuidados especiales para la crianza artificial de los polluelos.
- Detallar las recomendaciones para el proceso de integración de los polluelos al grupo.

4 MARCO DE REFERENCIA

4.1 ZOOLOGICOS EN COLOMBIA

Los zoológicos y acuarios en su función social y científica deben ser considerados en forma integral como soporte a los programas de conservación tanto *Ex Situ* como *in Situ,* apoyándose con herramientas de investigación y educación; las técnicas como la reintroducción y reponer las poblaciones agotadas en vida silvestre hacen parte de las metodologías más usadas para la conservación *Ex Situ* (Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Sostenible; ACOPAZOA, 2002). Entidades como ProAves buscan mitigar el impacto causado por el hombre sobre el habitad de las especies por medio de políticas regionales y creando zonas de reservas con asociaciones civiles (Fundación ProAves, 2017). Al mismo tiempo entidades Zoológicas y Acuarios interactúan indirectamente con el área de educación ambiental para sus comunidades junto con ACOPAZOA que se encarga de realizar el manejo reproductivo sostenible de poblaciones en cautiverio promoviendo el desarrollo de iniciativas de conservación de especies amenazadas mediante la creación de cuadros de libros de registros sistematizados o STUDBOOKS (MInisterio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, 2012).

4.2 CONSERVACIÓN EN LOS ZOOLOGIGOS

Los zoológicos y acuarios modernos existen principalmente para propósitos de conservación de fauna silvestre y juegan un papel fundamental en la conservación de la diversidad, mediante iniciativas *In situ* acerca de educación ambiental, concientización publica y abogacía, programas de reproducción con especies amenazadas, manutención de parentales de gran importancia biológica, desarrollo de programas de reintroducción, entre otros, siendo de gran ayuda los conocimientos, evidencias e información

actualizada, la principal herramienta para la conservación implementando siempre mejores prácticas holísticas en el cuidado animal (WAZA, 2015;Collados Sariego, 1997).

Colombia es catalogada como uno de los países más biodiversos del planeta debido a su localización, ya que se encuentra rodeada por dos océanos Atlántico y Pacifico; es un punto de conexión entre dos subcontinentes y adicional a lo mencionado anteriormente en estos 1.140.000 km^2 se encuentra la Cordillera de los Andes que al llegar al país se fragmenta en tres ramas donde se crean a su vez diferentes tipos de ecosistemas (Portocarrero Aya, Corzo, & Chaves, 2015). En los últimos 10 años no han cesado los efectos del cambio climático, la sobre explotación de los recursos naturales, el incremento del impacto negativo de las especies invasoras y sobre todo la degradación medioambiental, siendo la base de todo lo anterior el continuo aumento de la densidad poblacional que consume gran parte de los recursos naturales y que no permite que otras especies tengan acceso a estos recursos en el futuro (Asociación Mundial de Zoos y Acuarios, 2005).

4.3 PLANES DE CONSERVACIÓN DE AVES EXITOSOS

El libro “Bird Conservation” (Williams, y otros, 2013) en el segundo volumen se presenta una definición explicita acerca del tema de conservación *Ex situ*.

La cría en cautividad o la conservación *Ex Situ* implica el establecimiento y mantenimiento de poblaciones de especies silvestres en cautividad, al tiempo que se intenta mantener la misma naturaleza (evitando la domesticación). Se utiliza frecuentemente como técnica cuando las poblaciones silvestres se vuelven muy pequeñas, muy fragmentadas o están disminuyendo rápidamente. La cría en cautividad potencialmente ofrece una manera de mantener la población de la especie mientras que

las amenazas a dicha especie en su hábitat natural se reducen o bien de un aumento de la producción reproductiva y de la reproducción excesiva más allá de lo que sería posible en la naturaleza.

Es de gran importancia mencionar casos exitosos de conservación y recuperación de ciertas aves en el mundo como por ejemplo: La conservación y recuperación de la guacamaya roja (*Ara Macao*), la cual es una de las aves más emblemáticas de las selvas del mundo de tierras bajas en México, siendo el éxito de crianza, rehabilitación y posterior liberación es del 100% representado en cifras de 4 individuos por año reintegrados (Carabias, Sarukhan, De La Maza, & Galindo, 2010). La especie *Vultur griphus* o Cóndor de los andes también ha tenido planes de conservación *Ex situ,* en Perú se encuentra manejado en cautividad bajo un programa reproductivo en Zoo criaderos y organizaciones Zoológicas donde han tenido reproducción exitosa mediante incubación artificial (Muñoz, y otros, 2015). La población de Cóndores de California (*Gymnogyps californianus)* en México está conformada exclusivamente por individuos que nacieron con ayuda de la incubación artificial y fueron criados a mano con títeres que se asemejan a un individuo adulto de cóndor. El proceso de establecimiento de poblaciones reintroducidas está a cargo de Zoológicos como lo son el Zoológico de los Ángeles y de San Diego siendo el componente principal del Plan de Recuperación del Cóndor de California (De la Cruz, y otros, 2010).

El programa de recuperación de *Charadrius molodus* o Proyecto de Batuira-melodiosa dirigido por el curador de aves del Zoológico de Detroit en 1986, en donde existían pocos registro de nidos, descubrieron que algunas de estas aves abandonaban sus huevos, al recuperar sus huevos se les pudo incubar y criar para poder ser devueltos

a la vida silvestre, siendo un aporte significativo a la población de Batuira-melodiosa en dos Grandes Lagos (AZA Charadriiformes Taxon Advisory Group, 2014).

4.4 CONCEPTOS BÁSICOS

4.4.1 Inversión parental

La inversión parental refiere la cantidad de energía, tiempo y recursos gastados en la reproducción, dar nutrimento y cuidar la progenie de cualquier especie (Badii, Rodriguez, Ochoa, Landeros, & Valenzuela J, 2013). A continuación, se describen 2 tipos de estrategias de desarrollo:

- **Altricial:** Este tipo de desarrollo o crianza implica para los parentales una inversión parental mayor dado que las crías requieren obligatoriamente asistencia de los padres bien sea para alimentación, termorregulación y otros aspectos de autoabastecimiento, esto se ve estrechamente relacionado con la impresión acústica muy frecuente en taxones de aves cantoras (Goth & Hauber, 2004).
- **Precocial:** Las aves precociales específicamente producen neonatos o polluelos altamente móviles y bien desarrollados según la trayectoria ontogénica donde son capaces de “auto mantenerse” en aspectos como la alimentación y la termorregulación donde el cuidado de los parentales se limita a ocasiones específicas sirviendo como instrumento para dirigir a los jóvenes a zonas de alimentación lucrativas protegiéndolos aun así de daños sociales o físicos por un corto periodo de tiempo (Goth & Hauber, 2004).

4.4.2 Incubación artificial

Este proceso tiene como propósito simular la incubación natural de cualquier tipo de ave o animal ovíparo, para ello es necesario reproducir un ambiente parecido al que los padres de un pichón lo realizan, por lo cual se crea una cámara donde se instalan los componentes que puedan imitar los requerimientos para una incubación exitosa (Ron Castro, 2015)

En la incubación artificial los huevos reciben el calor por convección, y no por contacto como en la incubación natural. En las incubadoras los huevos reciben el calor del aire que los rodea, el cual es provocado por una fuente externa y por medio de la incubación artificial se lleva a cabo el desarrollo del embrionario desde el día 1 hasta su eclosión (Sarasqueta, 1995).

4.4.2.1 Incubadoras

Las incubadoras constan en la mayoría de los casos con los siguientes implementos descritos según el libro de Manejo y Nutrición en Aves de Corral (Duran Ramirez, 2009):

- La cámara de incubación es la sección donde se colocan los huevos para incubar, también bandejas donde se sostienen los huevos, con el polo obtuso hacia arriba y con una inclinación de 30° (en algunos casos).
- El termostato mantiene la temperatura constante dentro de la incubadora.
- El humector es generalmente una bandeja que contiene agua, que al evaporar humedece el ambiente dentro de la incubadora.
- El ventilador renueva el oxígeno dentro de la incubadora. El aire fresco que entra a la incubadora debe pasar primero por la unidad de calefacción.

- La unidad de calefacción produce el calor necesario para la incubación. Hay unidades que funcionan con electricidad, con gas o con petróleo.

4.4.2.2 Desinfección de incubadora

Se sugiere para la desinfección de la incubadora usar la técnica de nebulización con amonios cuaternarios: cloruro de benzalconio, cloruro de etilbencilo (de segunda generación) y cloruro de dodecil amonio (de tercera generación); tiene buena actividad con detergentes, no irritan, si son corrosivos y son poco tóxicos, actúan bien contra bacterias (Gomez Pina & Valero Perez, 2009), el único problema con el uso de los amonios cuaternarios es su inconsistente eficacia contra hongos , particularmente *Aspergillus* (Cifuentes Valero & Real Gomez, 2002).El uso de del Yodo en solución acuosa o alcohólica se usa mucho como germicida y fungicida, siendo uno de los mejores antisépticos de uso general, siempre que se use en la dilución apropiada (Sarmiento, 1992).

Es conveniente que los equipos móviles sean expuestos al sol para no perpetuar posibles enfermedades (Avila Reyes, 2000).

4.4.3 Afectación en los huevos a causa de bacterias y hongos

4.4.3.1 Mecanismos de protección del huevo

Las primeras barreras de protección en los huevos son aquellas que forman la estructura del cascaron y que de dentro hacia afuera son: la zona de conos, la empalizada, la capa vertical cristalina y la cutícula; esta última es una barrera efectiva a la entrada de microorganismos, ya que cierra los poros y aumenta la dureza del cascaron, forma una barrera física para el agua, la suciedad y consecuentemente para los

microorganismos, posteriormente se encuentra la cascara que está firmemente relacionada con las membranas (Cifuentes Valero & Real Gomez, 2002).

Los microorganismos penetran el huevo a través de los poros en el cascarón, teniendo el huevo como barrera dos tipos de membranas: una externa y una interna siendo esta última de mayor efectividad actuando como un segundo filtro para la entrada de bacterias directamente al embrión, funcionando como barrera temporal debido a que se rompen fácilmente cuando se presentan altos niveles de contaminación (Valle, 2000).

La albumina posee cualidades fisicoquímicas que aseguran que aquellos microorganismos que logran penetrar la cascara no progresen hacia el interior del huevo debido a su viscosidad (Cifuentes Valero & Real Gomez, 2002).

4.4.3.2 Principales agentes contaminantes

Las *Pseudonomas* y una combinación entre enterobacterias y estreptococos, causan bajas de la incubabilidad de los huevos contaminados así también bacterias como: *Proterus mirabilis, Staphilococcus aureus* y el grupo D de *Streptococcus* son más efectivas en sus efectos sobre la incubabilidad reduciéndola a cero, mientras que microorganismos como *Micrococcus sp,* tiene efecto menor; *Escherichia coli* y *Enterobacter aerogenes* también tienen una marcada consecuencia sobre la incubabilidad (Valle, 2000).

4.4.4 Desarrollo embrionario

Una sola copula es suficiente para que una gallina ponga huevos fértiles durante varios días seguidos. El primer huevo fértil lo pone al segundo día post-inseminación. En las aves hay una poliespermia fisiológica, es decir entra más de un espermatozoide en cada ovocito sin embargo solo uno será el que lo fecunde. Aunque todos inician la

transformación en pronúcleos masculinos, solo uno emigra al pronúcleo femenino y se fusiona con él, mientras que en los restantes se produce una lisis (Climent Peris, Sarasa Barrio, Munesia Lorda, Terrado Vicente, & Climent Aroz, 2013). El desarrollo embrionario de las aves comienza en el oviducto, posterior a la fecundación, donde se originan las primeras segmentaciones celulares en el momento de la formación de huevo (Sauveur & Reviers, 1992).

Durante el desarrollo del embrión la mayor parte se realiza fuera del útero de la madre, este embrión es cubierto por una cascara porosa de carbonato de calcio y se alimenta del material nutritivo almacenado dentro del huevo a diferencia de los mamíferos que se alimentan por aporte sanguíneo proveniente de la madre (Alarcon Alarcon, Contreras Vega , Morales Barragan , & Peña Mendoza, 2015).

4.4.4.1 Desarrollo embrionario en Emú (Dromaius novaehollandiae)

Según los criterios de desarrollo embrionario de un pollo (HH) se realizó la siguiente descripción del desarrollo embrionario en huevos de Emú (Nagai, y otros, 2011).

Tabla 1 Desarrollo embrionario del Emú representados en estados según la clasificación HH

ESTADIO DE DESARROLLO (HH)[1]	DIA DE INCUBACIÓN	DESCRIPCIÓN
HH 1	0 a 1 día de la incubación	La morfología típica de la línea primitiva rudimentaria observada en embriones de pollo HH2, se observa un engrosamiento triangular en el área posterior pelúcida que no se observa en embriones HH2; adicional el surco primitivo bien formado en toda la extensión de la línea primitiva no se observa en embriones de emú HH4.
HH 2	1 al 1.5	
HH 3	1.5 al 2.5	
HH 4	2.5 al 3	

[1] HH corresponde la referencia de los estadios de Hamburger y Hamilton en 1951

ESTADIO DE DESARROLLO (HH)[1]	DIA DE INCUBACIÓN	DESCRIPCIÓN
HH 5 al 7	3 a 4	En estas etapas la morfología física de los embriones de emú es muy similar a la morfología de los embriones de pollo.
HH 8		En el emú se visualizan a 8 somitas en este periodo; la formación de amnios inicia con 14 somitas y dejando solo la pequeña abertura en el extremo para el final de este periodo.
HH12		Al estado de 26 somitas la circulación es un poco rudimentaria.
HH 14		La circulación empieza en el estado de 32 somitas, no difiere con el estado de polluelo HH14.
HH 16		La iniciación del crecimiento de las extremidades posteriores es visible en la etapa de 41 somitas correspondiendo al periodo HH17 en polluelos.
HH17		
HH20 -HH21		En esta etapa empiezan a crecer parte de las extremidades anteriores del emú con una tasa de crecimiento reducida en comparación con las extremidades posteriores
HH 38-		Se presenta la tinción del cartílago del embrión en la extremidad anterior.
HH 40	10 aproximadamente	Se presenta la tinción del hueso y del cartílago.

Fuente: Nagai, y otros, 2011

Se ha especulado que la razón de un mínimo de 11 días de incubación en cualquier especie estudiada es la exigencia estricta para completar un desarrollo de pre madurez invariable y un periodo mínimo de maduración para alcanzar el equivalente al estado de desarrollo HH 42 (Nagai, y otros, 2011).

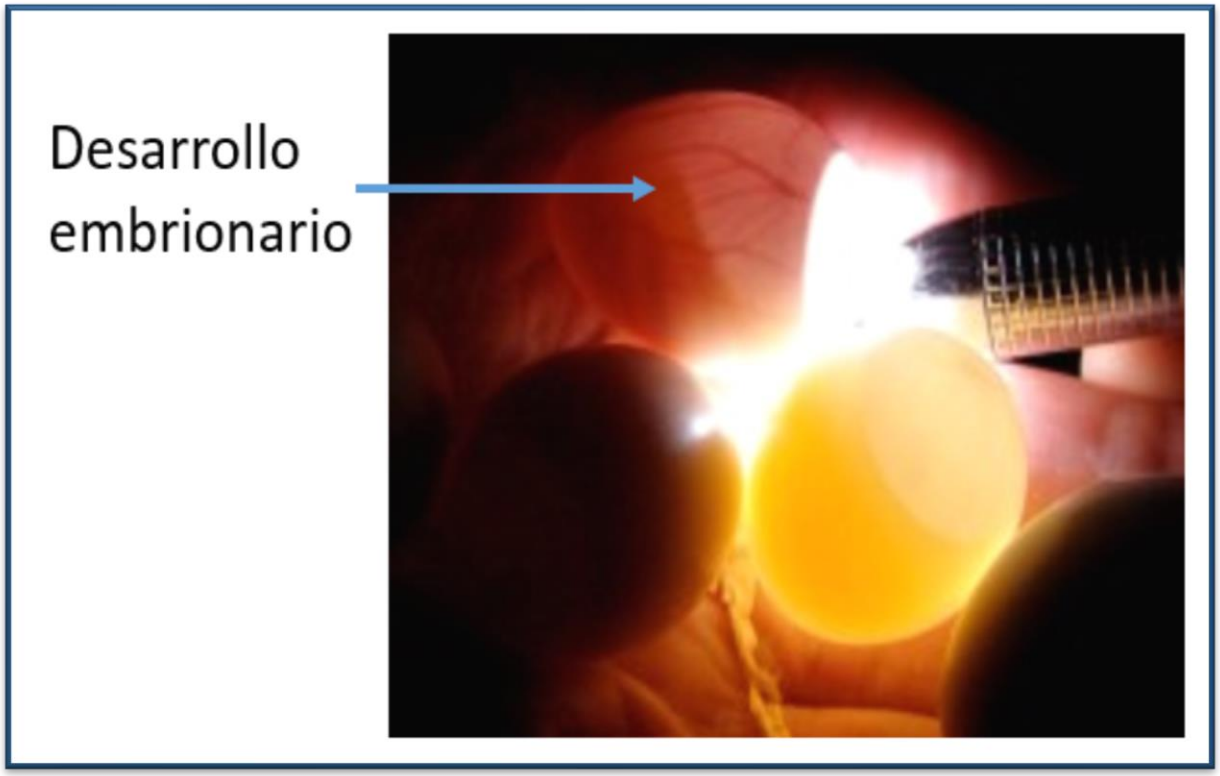
4.4.5 Determinación de fertilidad, infertilidad o mortalidad embrionaria y desarrollo embrionario adecuado

En los casos de incubaciones bajas es importante poder identificar la causa del problema con la mayor brevedad posible. El porcentaje bajo de nacimientos puede ser ocasionado por un fracaso en su fertilización o por una excesiva mortalidad de embriones debido a una variedad de factores (Ascencio Ramos & Elías Mejía , 2009).

4.4.5.1 Ovoscopia o método a tras luz

Al usar el método de ovoscopia los huevos fértiles muestran un crecimiento del tamaño de la cámara de aire, el sistema sanguíneo y el embrión (Vera Castro, 2008).

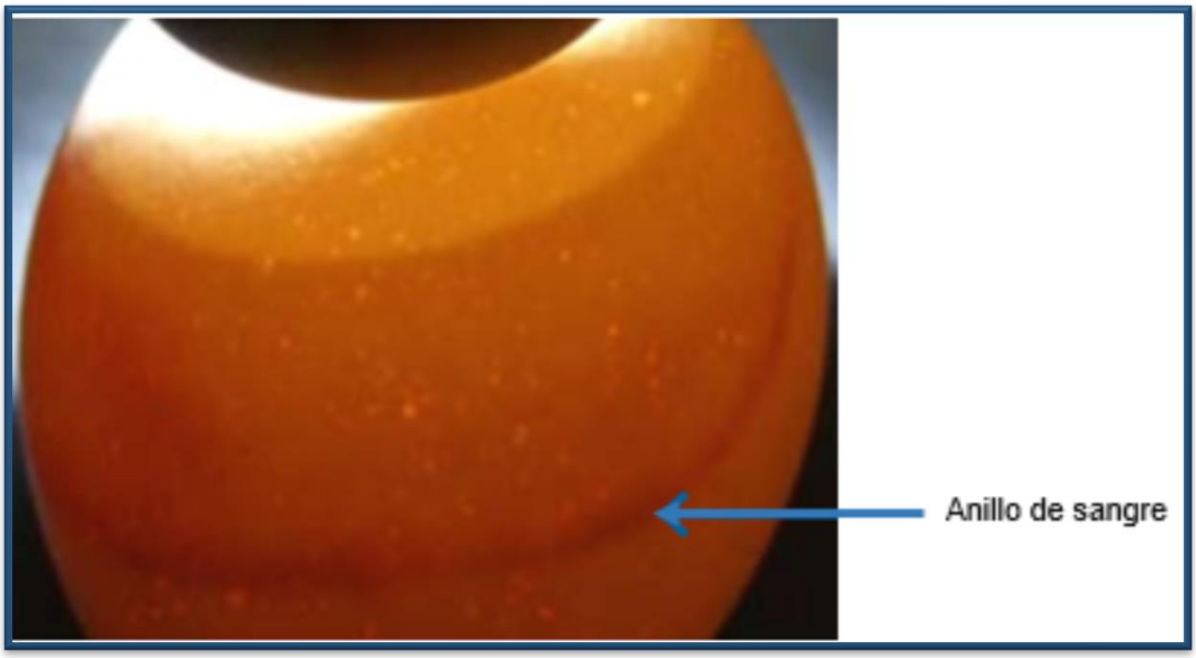
Imagen 1 Visualización con la metodología de ovocopia en dos huevos en la parte superior (flecha) se evidencia desarrollo embrionario y en la parte inferior un huevo "claro"



Fuente: HARI; Hagen Aviculture Research Insitute; Marck Hagen/ Adaptado 2017

Para comprobar como progresa cada lote de incubación y poder eliminar los huevos estropeados, los que no se desarrollan o los que se encuentran en proceso de descomposición, se tendrá que mirarlos al tras luz con un ovoscopio manual (Glatz, 2014; Damerow, 2010), adicional permite que por medio de un haz de luz que atraviesa el huevo, sin romperlo, se observe lo que sucede en su interior (Ricaurte Galindo, 2005).

Imagen 2 Huevo con "Anillo de Sangre" o muerte embrionaria



Fuente: Avigen, Reproductoras Ross Tech en Investigación de las prácticas de incubación 2010

La visualización se puede realizar con diferentes implementos como los son un ovoscopio[2] (Instituto de Estudios del Huevo, 2009) o con una linterna de luz fuerte en un lugar oscuro; el huevo se gira suavemente y el haz de luz debe estar situado justo en la cámara de aire ubicada en el polo obtuso del huevo e ir girando suavemente, esto se debe hacer con cualquiera de los dos implementos (ovoscopio o linterna) allí se definirán:

[2] Un ovoscopio es un equipo muy sencillo para mirar el huevo a trasluz; ya que el haz que atraviesa el huevo permite vislumbrar el interior del huevo.

los embriones de muerte muy temprana y los huevos infértiles ya que ellos no presentan desarrollo embrionario y tienen una apariencia clara, los embriones muertos durante la primera semana presentan un anillo de sangre, o un retículo de vasos sanguíneos en etapas escalonadas de desarrollo que son visibles a través del cascarón, los embriones vivos en una etapa avanzada y los embriones muertos se adhieren al cascaron cuando se gira el huevo (Wilson, 1992).

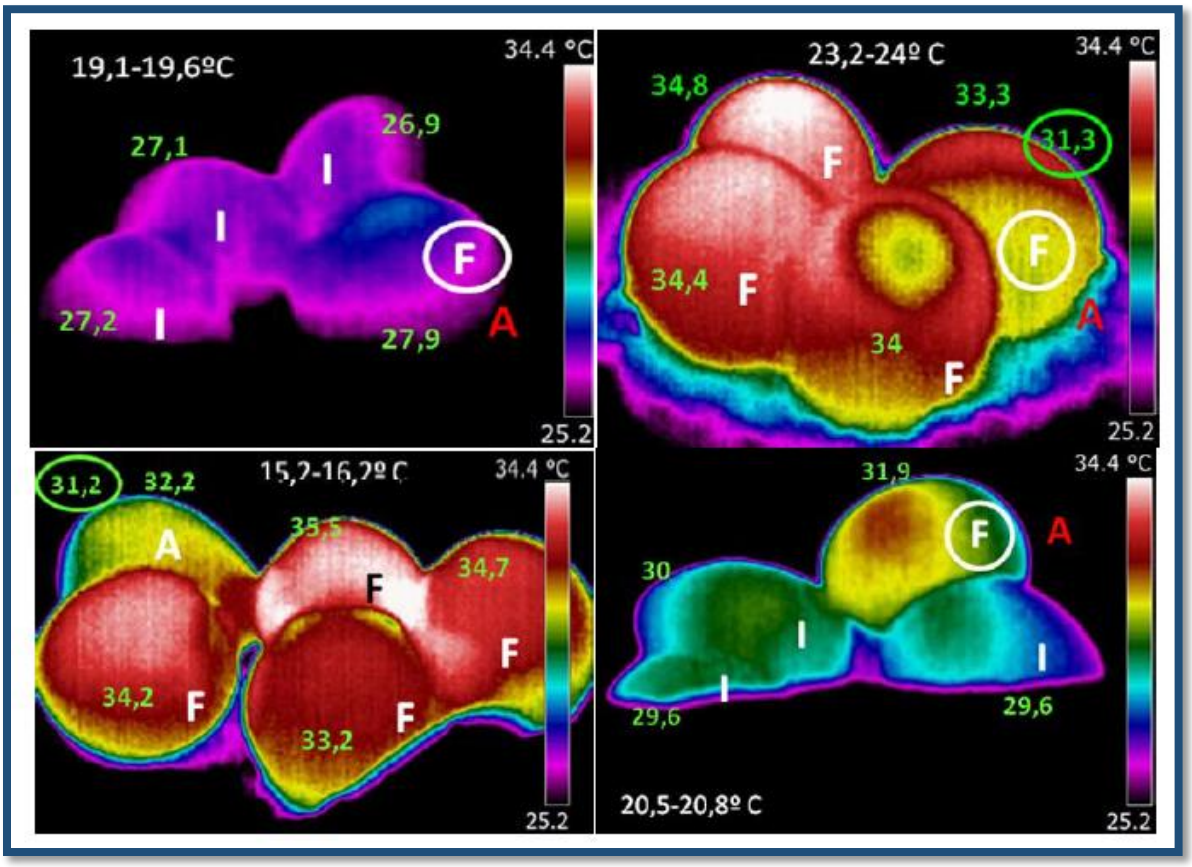
Se debe tener en cuenta que los huevos de menor tamaño son más traslucidos ya que poseen capas más delgadas (Grau, 1987).

4.4.5.2 Termografía

La termografía es una técnica basada en la recepción y cuantificación de las radiaciones térmicas emitidas y reflejadas por distintos materiales siendo una técnica de gran valor a la hora de identificar procesos fisiológicos o patológicos que cursen con cambio de temperatura superficial de los animales (Rodríguez Prietro, 2014). En el caso de la incubación, la distinta composición interna en función de la presencia o no de un embrión proporciona datos acerca de la capacidad de retención o producción de calor por parte embrión en su etapa de incubación, esta técnica permite valorar la fertilidad sin necesidad de tener contacto pudiéndose aplicar en individuos silvestres (Melero Asencio, Casado Violat, Sanchez, & Vizcano Rodriguez, 2009) ya que es una técnica no invasiva, por lo que reduce el estrés del animal e incrementa la seguridad del evaluador (Rodríguez Prietro, 2014) como ejemplo de ello lo fue en 2009 con individuos de la especie *Falco naumanní* o Cernícalo primilla (Melero Asencio, Casado Violat, Sanchez, & Vizcano Rodriguez, 2009).

En la Imagen 3 de termografía realizada en 4 nidadas de la especie *Falco naummani* se representan las temperaturas; escritas en blanco temperatura ambiente, escrita en verde temperatura máxima del huevo, escritas en verde con circunferencia los casos que no coinciden con la temperatura máxima. La clasificación con el ovoscopio fue huevos abortado (A), infértil (I), fértil (F), clasificado como fértil y 2 días después como abortado (A roja).

Imagen 3 Termografía en huevos de *Falco naummani*



Fuente: Melero Asencio, Casado Violat, Sanchez, & Vizcano Rodriguez, 2009

4.4.5.3 Método de pesaje del huevo

El embrión utiliza el oxígeno para suplir las actividades metabólicas celulares como la utilización de nutrientes suministrados por la hembra; el producto final de este metabolismo es el dióxido de carbono y el agua, que con su perdida permite que la cámara de aire se aumente, alteraciones en el suministro de oxígeno pueden afectar el metabolismo de los minerales traza en el embrión (Richards, 1997).La pérdida de humead por parte del huevo es esencialmente constante durante todo el tiempo al final de la incubación, permitiendo calcular el total de gramos perdidos al final de la incubación o en un día determinado de la incubación (Mauldin, 1998) siendo la perdida normal de humedad durante la incubación de un 12 a 15% (Keirs , 1995).

Comprobar el porcentaje de pérdida de peso diaria puede indicar la fertilidad de un huevo, esto ayuda a mejorar el uso del equipo para la incubación, la pérdida de peso es un factor que depende del desarrollo del huevo y no es algo que el embrión pueda controlar, por lo tanto, es de gran importancia evitar variaciones de humedad relativa y temperatura (Pérez Enciso, 2003), siguiendo la metodología a continuación se calcula la pérdida de peso del embrión durante el tiempo de incubación:

a.) El huevo se pesa en una balanza de precisión con un error de +/- 0.001 g.

b.) Calcular el 15 o 16 % del peso total de huevo, se debe tener en cuenta la pérdida de peso en porcentaje de la especie a trabajar, ya que no siempre son los mismos valores de % de pérdida de peso.

c.) Dividir el resultado de **b** (paso anterior) por el número de días que han transcurrido hasta que el embrión irrumpe el espacio aéreo y comienza a respirar.

Este resultado será la perdida ideal de peso por día a lo largo del periodo de incubación. Si el huevo pierde demasiado peso se debe aumentar la humedad relativa en la incubadora y viceversa, solo funciona para las especies que no manejan fluctuaciones de temperatura en la incubación (Gomez Pina & Valero Perez, 2009).

4.4.6 Nacimiento

En este paso se verifica por lo general por el método a tras luz en qué posición se observa el embrión, según la bitácora se calculara los días aproximados al nacimiento y en algunas especies no es necesario rotar el huevo en la última fase de desarrollo embrionario (aproximadamente tres días antes de la eclosión), en este momento del polluelo no se debe interrumpir en el proceso de eclosión, picaje y movilización hasta cuando sea necesaria la intervención del profesional para contribuir a la eclosión completa del individuo. Solamente se puede sacar un polluelo del huevo si el saco vitelino y los vasos sanguíneos se han retraído, de lo contrario los polluelos pueden morir desangrados o romper el saco vitelino prematuramente (Gomez Pina & Valero Perez, 2009).

4.4.7 Crianza de aves en cautiverio

La crianza de aves en cautiverio es el proceso donde se aplican técnicas artificiales de propagación para promover el reclutamiento de juveniles en poblaciones silvestres. Esta estrategia ha sido usada para aumentar las poblaciones de aves críticamente amenazadas en todo el mundo. Este proceso implica la recolección de huevos o polluelos silvestres, seguido de la incubación artificial y crianza manual, terminando con la liberación de los juveniles en su lugar de origen (Cunninghame, y otros, 2015).

4.5 IDENTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE ESPECIES

Las especies estudiadas en la pasantía se relacionan en la Tabla 2 en donde se establece el estado fisiológico en el que se encontraban los individuos.

Tabla 2 Especies de aves estudiadas durante el tiempo de pasantía y estado fisiológico en que llegaron

NOMBRE COMÚN	*ORDEN*	NOMBRE CIENTÍFICO	ESTADO FISIOLÓGICO
Alcaravan	*Charadriiformes*	*Burhinus bistriatus*	Polluelo: Neonato–Juvenil
Chavarrí	*Anseriformes*	*Chauna chavaria*	Polluelo: Neonato–Juvenil
Emú	*Ratites*	*Dromaius novaehollandiae*	Huevos en estado fisiológico avanzado.
Perico cascabelito	*Psittaciformes*	*Forpus conspicillatus*	Neonatos- sin plumaje.
Bichofue común	*Passeriformes*	*Pitangus sulphuratus*	Juveniles emplumados
Coquito o Ibis negro	*Pelecaniformes*	*Phimosus infuscatus*	Juvenil
Canario	*Passeriformes*	*Sicallis flaveola*	Juvenil
Azulejo común	*Passeriformes*	*Tharupis episcopus*	Juvenil
Pellar común	*Charadriiformes*	*Vanellus chilensis*	Polluelo: Neonato–Juvenil

Fuente: Autor, 2016.

4.5.1 Ordenes

A continuación, se describen los órdenes a los que pertenecen las especies trabajadas en la pasantía.

4.5.1.1 Anseriformes

En el orden Anseriforme se encuentran aves acuáticas, marinas y terrestres de tamaño medio y grande este orden se compone de tres familias*: Anhimidae, Anseranatidae y Anatidae* (Marchant, Higgings, Ambrose, & Union, 1990). Los miembros del orden *Anseriforme* son fácilmente reconocidos como aves acuáticas, incluso desde recién nacidos, los jóvenes están protegidos y abandonan el nido inmediatamente o dentro de un par de días (Gage & Duerr, 2007), consiguen el alimento en el agua mediante inmersiones poco profundas que inician desde la misma superficie, aunque hay

especies que simplemente introducen el cuello, sin realizar inmersiones propiamente dichas (Gallego, 2006).

4.5.1.2 Charadriiformes

Los *Charadriiformes* existentes son un grupo diversificado y específico de aves ocupan muchos hábitats diferentes, desde el mar abierto y zonas costeras hasta hábitats semidesérticos (Mayr, 2009). El orden *Charadriiformes* es un grupo diverso de aves costeras que viven, se reproducen y buscan su alimento en las orillas de los cuerpos de agua, teniendo como exponente a nivel mundial más de 18 familias con alrededor de 200 especies, las características principales de la especies *Burhinus bistriatus* son principalmente de hábitos crepusculares y nocturnos y de la especies *Vanellus chilensis* son principalmente diurnos (Espinoza, y otros, 2012).

4.5.1.3 Passeriformes:

Los paseriformes componen el mayor número de aves, contiene más de 5.000 especies, más que los otros ordenes de aves combinados; los *Passeriformes* se divide en tres subórdenes, el *Tyranni* o suboscines, *Passeri* u oscines y el *Acanthisitti* o Reyezuelos de Nueva Zelanda (Hume & Walters, 2012).

4.5.1.4 Pelecaniformes

El orden tradicional *Pelecaniformes* es un orden de pájaros fácilmente identificables por unos cuantos personajes clave, siendo el más notable un pie totipalmate, es decir, uno con los cuatro dedos unidos por una tela. Ningún otro conjunto de aves posee este rasgo: las gaviotas y las aves acuáticas tienen sólo tres dedos unidos por una tela y algunas aves tienen sólo una sola tela entre dos dedos (Causey, 2014).

4.5.1.5 Psittaciformes:

Los psitacidos es un gran y diverso orden aviar clasificado en la actualidad en tres familias: *Nestoridae* (Loros de Nueva Zelanda), *Cacatuidae* (cacatúas) y *Psittacidae* (todos los loros restantes) (Christidis & Boles, 2008). Muchas de estas especies se mantienen en cautiverio como compañeras y exhiben ejemplares con fines de conservación (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001). En los *Psittaciformes* los dedos de las patas se encuentran dirigidos dos hacia adelante y dos hacia atrás, en estas aves el pico es normalmente curvado, grande, y macizo. Son capaces de romper maderas con ellos y algunas especies abren los conos de los pinos para alimentarse de las semillas (Peña & Quirama , 2014).

4.5.1.6 Ratites

Los Ratites son un grupo de aves que incluye avestruces, emú, ñandú, casuarios y kiwis, como característica principal carece el hueso en el pecho o quilla donde se unen los músculos de vuelo, esto indica que son incapaces de volar (Hermes, 1996). Los ratites tienen piernas muy fuertes y sus músculos tienen una distribución específica y fisiología debido a las limitaciones mecánicas de la locomoción bípeda, pueden correr a una velocidad considerable son nómadas y siguen la disponibilidad de alimentos, pero son territoriales durante la temporada de cría (Blache, Martin, & Malecki, 2005).

4.5.2 Especies de aves

4.5.2.1 Emú

El emú es un ave no voladora originaria de Australia; sus principales características consisten en ser un animal terrestre corredor de alas reducidas y provisto de abundantes plumas, son aves de gran tamaño alcanzando una altura de

aproximadamente 2 metros y 45 Kg de peso; su alimentación consiste principalmente en vegetales, insectos raíces y semillas (Padilla & Cuesta, 2000).

Imagen 4 Ejemplar de la especie *Dromaius novaehollandiae* o Emú



Fuente: Parks Victoria – Parks note, 2017

Tabla 3 Taxonomía del Emú

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Dromaius novaehollandiae*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Struthioniformes*
Familia	*Dromaidae*

Fuente: Gomez Silva, Oliveras de Ita, & Medellin, 2005

Los nidos los forman en una depresión en el suelo, los huevos son de color verde oscuro y normalmente contienen de 5 a 15 unidades y los intervalos de postura son de 2 a 4 días pero la eclosión es simultánea, únicamente el macho los incuba y dicho proceso lleva 56 días (Gomez Silva, Oliveras de Ita, & Medellin, 2005). En cautiverio se ha reportado posturas de máximo 6 huevos con intervalos de 6 días (Bergtold, 1917). Los polluelos nacen cubiertos de un plumón grisáceo con rayas longitudinales negras, y por espacio de unos dos meses siguen a su padre (Simmons Diez, 2008).

Los parentales en la producción de huevo de emú necesitan diferentes requerimientos nutricionales, en los cuales se les suministra una ración alta en proteína y micronutrientes para prepararse para el momento de conformar la nidada en las hembras o los machos para el momento de la incubación ya que durante la incubación el consumo se reducirá a un cincuenta por ciento, después de todo este procedimiento se administra una dieta baja en proteína y en energía (Patel, Kumar, Patel, & Patel, 2015).

4.5.2.2 Taro taro común

Se conoce como pellar común, gaviota o alcaraván, el patrón general es blanco con negro, crescata occipital oscura larga y aguda, cabeza y dorso con los hombros verdoso broncíneo. Es una especie muy ruidosa y agresiva, generalmente en parejas o grupos pequeños, de preferencia habitan en potreros y zonas abiertas. Se observa en zonas intervenidas, borde de humedales y agro ecosistemas (Gutierrez Zamora, Mueses Cisneros, Ramirez Enriquez, & Perdomo Castillo, 2013), esta ave *In situ* se clasifica como ave carnívora y su preferencia alimenticia es insectívora (Armesto, Rozzi, Martinez, Wilson , & Sabag, 1996; Pistone, Carezzano , & Bee-De-Speroni, 2002).

Tabla 4. Taxonomía de la especie *Vanellus chilensis* o Taro taro

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Vanellus chilensis*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Charadriiformes*
Familia	*Charadriidae*

Fuente: UICN Red List 2017

Imagen 5 *Vanellus chilensis* o Taro taro



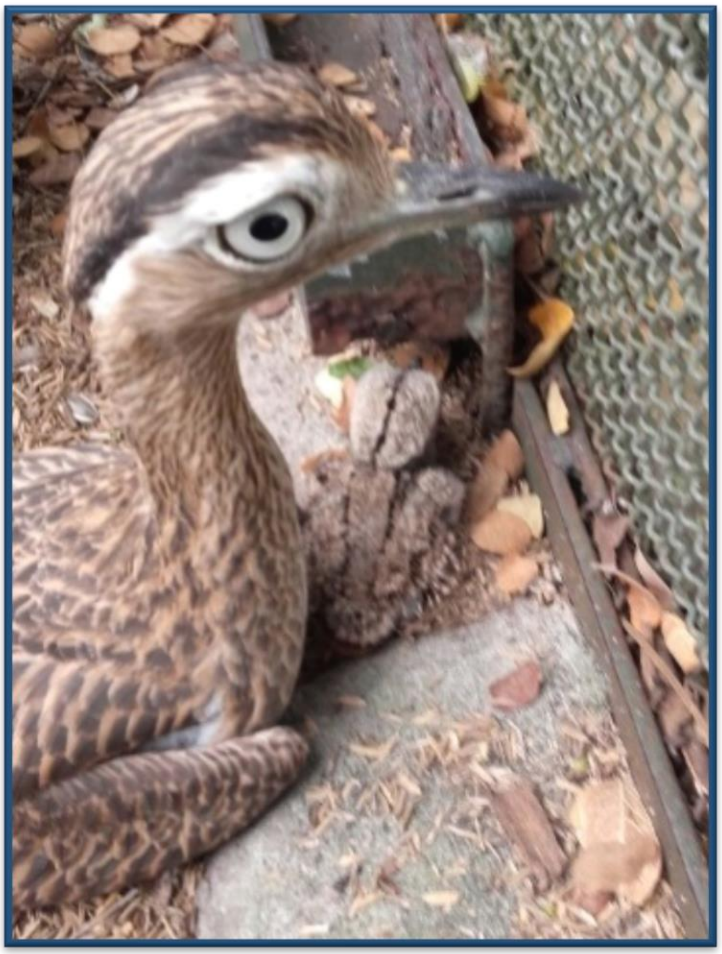
Fuente: Autor, 2016

Para individuos mantenidos en cautiverio del orden *Charadriiformes* se reporta un consumo diario aproximado de 2-3% de PV (Ministerio de Agricultura Gobierno de Chile).

4.5.2.3 Alcaraván

Esta especie está restringida a las regiones tropicales secas de América Latina y al menos en Costa Rica, ya que este se cría durante la época seca del año (Pereira & Amat, 2010).

Imagen 6 *Burhinus bistriatus* o Alcaraván con un polluelo



Fuente: Sarmiento Sandra, 2016.

En Colombia se encuentra por debajo de los 500 msnm en la Costa Caribe, desde Cartagena hacia el oriente hasta la Guajira y al sur hasta el alto Valle del Magdalena, adicional al oriente de los Andes hasta el sur del Meta y el Rio Guaviare (Universidad ICESI, 2010). Se alimenta principalmente de insectos, pequeños reptiles y anfibios (Salinas Melgoza, 2005).

Tabla 5. Taxonomía de la especie *Burhinus bistriatus* o Alcaraván

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Burhinus bistriatus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Charadriiformes*
Familia	*Burhinidae*

Fuente: UICN Red List 2017

4.5.2.4 Periquito de anteojos

Habita en variados ecosistemas, manchas de bosque, claros con árboles dispersos, áreas cultivadas, desde 200 msnm a 1800 msnm y migran hasta los 2600 msnm (Bogotá), forman bandas ruidosas de más de 120 individuos, su distribución va desde el oriente de Panamá, Colombia y Occidente de Venezuela (Londoño Betancourth & Arroyave Jaramillo, 2008)

Para individuos que recién eclosionaron del huevo se recomienda suministrar alimentos altamente proteicos alrededor de 7 días después de haber eclosionado y se recomienda el uso de probióticos para prevenir infecciones por bacterias y hongos (Carvajal, 2009).

Imagen 7. *Forpus conspicillatus* o periquito de anteojos



Fuente: Londoño Julia. Obtenido de: http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/19064-Forpus-conspicillatus,2010

Esta especie perteneciente al orden de los *Psittacidos* son considerados depredadores de semillas y dispersores de frutas que cumplen con tener semillas pequeñas y abundantes de tal forma que unas pocas evadan el pico destructor de individuos de este mismo orden pero de mayor tamaño como loros (Moreno Velasquez, 2010), se alimenta principalmente de semillas de pastos, brotes foliares y probablemente flores de arbustos (Universidad ICESI, 2010).

Tabla 6. Taxonomía de la especie *Forpus conspicillatus* o Periquito de anteojos

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Forpus conspicillatus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Psittaciformes*
Familia	*Psittacidae*

Fuente: Lafresnaye, 1848

4.5.2.5 Bicho fue común

Es un ave robusta con pico corto y fuerte de color negro, coronilla negra con un parche central amarillo, bordeada por una banda blanca; pecho, vientre y coberteras infracaudales amarillo; cola y alas café oscuro, las remeras extensamente rufas (Gutierrez Zamora, Mueses Cisneros, Ramirez Enriquez, & Perdomo Castillo, 2013).

Tabla 7. Taxonomía de la especie *Pitangus sulphuratus* o Bicho fue común

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Pitangus sulphuratus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Passeriformes*
Familia	*Thyrannidae*
Genero	*Pitangus*

Fuente: Linnaeus, 1766

Imagen 8 *Pitangus sulphuratus*



Fuente: Sánchez Darío, 2017. Obtenido de: http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/16956-Pitangus-sulphuratus.

Se distribuye desde el sur de Texas y norte de México hacia el sur, a lo largo de las dos vertientes de América Central, y en América del Sur desde Colombia, Venezuela y las Guyanas (al este de los Andes) y hacia el sur hasta el centro de Argentina (NatureServe Explorer, 2014), los hábitos alimenticios de especímenes inmaduras y adultas son: carnívoro, frugívoro, insectívoro y piscívoro, cuando los insectos escasean consumen frutas como bayas en el invierno y usan métodos agiles de captura de moscas, pequeños peces y renacuajos (Terres, 1980).

4.5.2.6 Ibis negro

Es el único representante de su género. Su plumaje es negro con visos verdes, influyendo mucho la posición de la luz; la parte facial es implume, además es característico su pico rosa a rojizo y curvado hacia abajo el cual es útil en la búsqueda de insectos directamente del suelo. Habita en áreas abiertas y es conspicua de comportamientos gregarios y de hábitos alimenticios insectívoros (Lara, Montoya, Mancera Rodriguez, & Obando, 2014).

Tabla 8. Taxonomía del Ibis negro

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Phimosus infuscatus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Pelecaniformes*
Familia	*Threskiornithidae*
Genero	*Phimosus*

Fuente: Obtenido de: http://www.eol.org/pages/1049667/details.

Es un ave de tamaño mediano, oriunda de Sudamérica, también llamado coquito, su nombre significa ibis oscuro de careta y deriva de las raíces griegas <|s = Cabestro, bozal y del latín infuscatus = oscuro (Encyclopedia of life, 2013). Habita en zonas húmedas y pantanosas, cerca de depósitos de agua dulce y salada y se alimenta de gran variedad de granos, peces, insectos, larvas y moluscos que pueda capturar en el agua. Se distribuye en Colombia, Venezuela, las Guyanas, sureste de Bolivia, norte de argentina, Paraguay, Uruguay y el sur de Brasil (Peña & Quirama , 2014).

Imagen 9 *Phimosus infuscatus*



Fuente: http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/3736-Phimosus-infuscatus,2017.

Al nacer, los pichones presentan un escudo frontal azul, el cual desaparece en 2 a 6 semanas, las bandas rosadas desaparecen en 6 semanas, se ha reportado el abandono de los nidos de 4-5 semanas (Velasquez, Coromoto, & Morales, 2007).

4.5.2.7 Canario común

Se encuentra en todo el sur de América hasta el centro de Argentina y en Trinidad. Introducido a Panamá y Jamaica (Peña & Quirama , 2014).

Imagen 10 *Sicalis flaveola*



Fuente: Vásquez Guillermo, 2017. http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/9864-Sicalis-flaveola.

Presenta dimorfismo sexual. El plumaje del macho es amarillo con las plumas de las alas y cola con márgenes contrastantes, lo que hace que se vean un poco más oscuras, el manto es también un poco más oscuro que el macho (Lara, Montoya, Mancera Rodriguez, & Obando, 2014).

Tabla 9. Taxonomía de la especie *Sicalis flaveola* o Canario común

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Sicalis falveola*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Passerifomes*
Familia	*Thraupidae*
Genero	*Sicalis*

Fuente:.Peña & Quirama , 2014.

Suele alimentarse en el suelo y reposar en arbustos y árboles bajos. Su dieta se basa en pequeños, granos, brotes de semillas, semillas de pastos silvestres y larvas (Costa & Jensen, 2011), recolecta en el suelo, estrato herbáceo, ramas y follaje, hasta los 5 ml (De La Peña, 2011).

4.5.2.8 Azulejo

Común en amplio espectro de ambientes, todo tipo de áreas abiertas con árboles o arbustos, jardines patios y chagras, bosque con crecimiento secundario y bordes de bosque, su distribución va desde México hasta el norte de Bolivia y Brasil, por debajo de los 2600 msnm (Gutierrez Zamora, Mueses Cisneros, Ramirez Enriquez, & Perdomo Castillo, 2013).

Tabla 10. Taxonomía del Azulejo

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Thraupis episcopus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Passerifomes*
Familia	*Thraupidae*
Genero	*Thraupis*

Fuente: Linnaeus, 1766

Se distribuye desde el este de México hasta en oeste de Perú, norte de Bolivia y Amazonas brasilero, también en Trinidad y Tobago. Ave bien adaptada a ambientes urbanos, bastante vocal y activa (Peña & Quirama , 2014).

Imagen 11*Thraupis episcopus* o azulejo



Fuente: Rampersad Taram, 2017. http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/10295-Thraupis-episcopus

Se puede observar solitario o en bandadas, usualmente se alimenta de frutos de árboles y palmas (Lara, Montoya, Mancera Rodriguez, & Obando, 2014), generalmente en grupos cuando forrajea, se alimenta de flores, insectos y frutos, incluso de comederos artificiales (Peña & Quirama , 2014).

4.5.2.9 Chavarrí

Perteneciente a la familia *Anhimidae* que reúne tres especies distribuidas en zonas húmedas de Sudamérica; *Anhima cornuata*, *Chauna chavaria* y *Chauna torquata*, son de hábitos comúnmente monógamos, no se evidencia dimorfismo sexual y la incubación de los huevos y crianza de los polluelos es compartida; los huevos se han reportado con apariencia oval y peso aproximado de 149,9 g en vida silvestre; según reportes en 1939 por Stonor en “Notes on the breeding habits of de Common Screamer *Chauna torquata”*, la incubación no empieza hasta que la postura este completa con un periodo de incubación de 40 a 47 días (Naranjo L. , 1986).

Tabla 11. Taxonomía de la especie *Chauna chavarria*

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Chauna Chavaria*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Anseriformes*
Familia	*Anhimidae*

Fuente: UICN, 2017

Las poblaciones *in situ* de esta especie se encuentran en zonas asociadas a vegetación palustre y zonas de inundación como lo es en el rio Magdalena, se ha identificado como una especie estrictamente herbívora o de hábitos herbívoros especializados (Prada, Gary Stiles, & Cuca , 2004).

Imagen 12 *Chauna chavaria* o Chavarri



Fuente: Autor, 2016.

5 AREA DE ESTUDIO

5.1 UBICACIÓN

El Parque Recreativo y Zoológico Piscilago de Colsubsidio se encuentra ubicado en la zona sur del departamento de Cundinamarca, municipio de Nilo, vereda “La Esmeralda” a 90 km de Bogotá ,aproximadamente comprende cerca de 80 hectáreas, entre los 4º 13´-4º 12´ latitud Norte y los 74º 40´ - 74º 41´ longitud Oeste, el lugar comprende una franja de bosque seco tropical que se encuentra en tierras bajas (0-1000 msnm) sobre la región del valle del rio Magdalena con estación seca y de lluvias muy marcada (Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt, 2016).

Imagen 13 Ubicación del Parque Recreativo y Zoológico Piscilago – Colsubsidio.



Fuente: Google Earth, Versión 7.1.5.1557,2016.

La altitud a la cual está el parque es de 400 msnm lo que corresponde a un piso térmico cálido (Fayad, 2003), temperatura promedio oscila entre 34.8°C y 20.1°C, precipitación promedio anual 1383.4 mm con 126 días promedio en los cuales se presenta lluvia y un porcentaje de humedad relativa anual del 72% (IDEAM, 2011). El régimen de lluvia se presenta de manera bimodal que se manifiesta entre los meses de abril-mayo y septiembre-diciembre siendo este último el lapso de mayor cantidad de precipitación, los meses con más temperatura son julio y agosto (Fernandez, 2005).

5.2 INFRAESTRUCTURA

5.2.1 Instalaciones

Bioterio: El bioterio cuenta con la producción de invertebrados y mamíferos como lo son: ratas y ratones de laboratorio, grillos, cucarachas de Madagascar, Zoophobas, ulomoides, tenebrios y codornices, cuenta con 5 galpones en los cuales se producen codornices y se hace el proceso de levante de las aves de crianza ya que se cuenta con tecnología de calefacción graduable.

Imagen 14 Instalaciones del bioterio. A: Galpón con calefacción, B: Recinto de acostumbramiento.



Fuente: Autor, 2016.

Clínica: En la clínica también se dispone un área para el levante de dichos individuos en estados fisiológicos como infante y juvenil, en este recinto se cuenta con refugios que sirven como resguardo del frio o el sol, agua y alimento se ofrece *al libitum* dependiendo de la especie y se llevan a este lugar aquellos individuos que están en una edad avanzada pero aun requieren de supervisión constante por parte del personal encargado.

Imagen 15 Uso del recinto Jaula de Liberación blanda ubicado en Clínica para acercamiento.

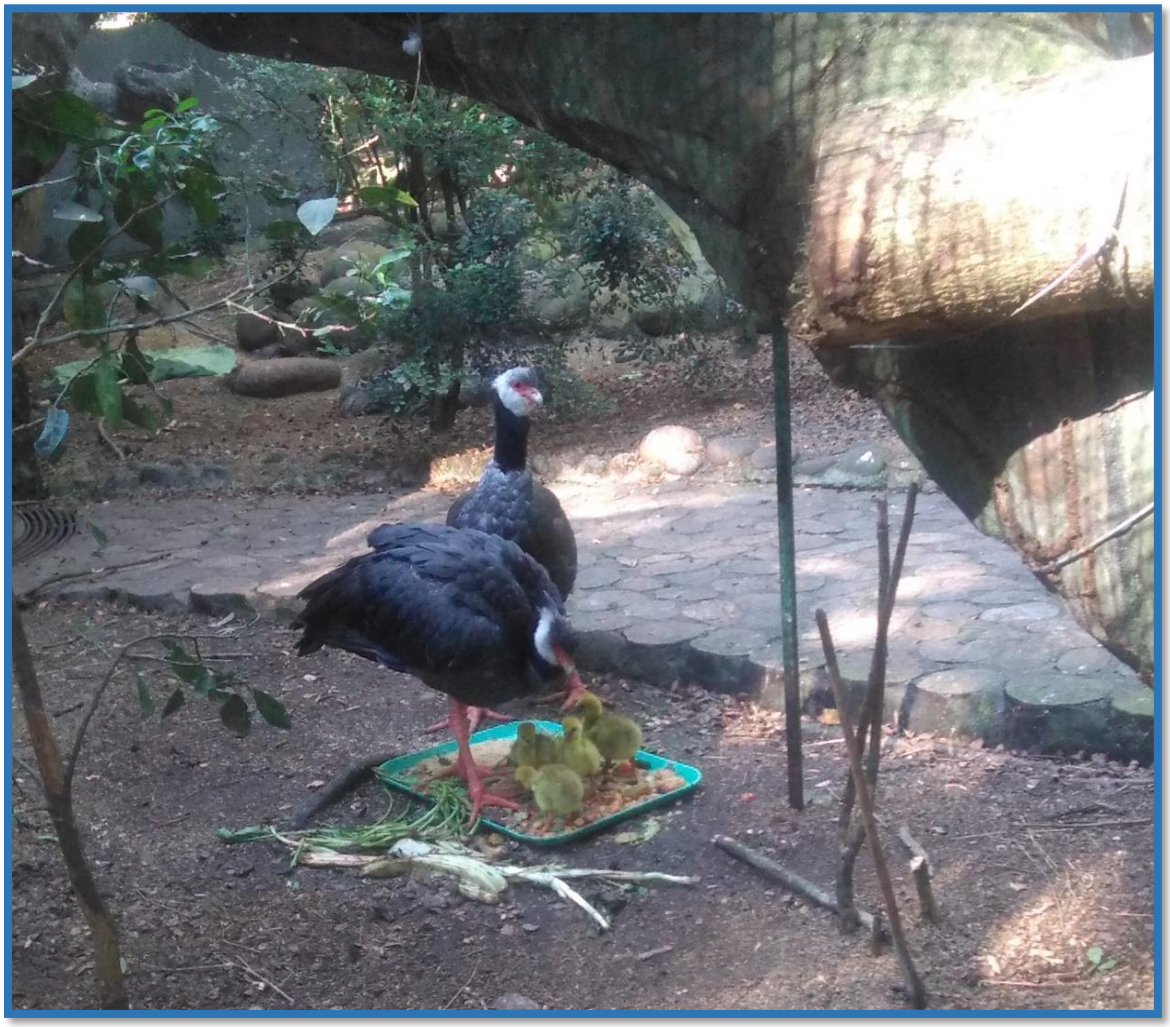


Fuente: Autor.

Exhibiciones: El parque cuenta con diferentes tipos de exhibiciones como la exhibición de Psitácidos, Bosque seco y Bosque Húmedo donde los visitantes tienen un contacto directo con las especies allí presentes ya que estas exhibiciones están dispuestas para el ingreso de los visitantes.

Exhibiciones cerradas donde las especies se pueden observar a través del recinto diseñado para ellas como en el caso de *Sicallis flaveola* donde se pueden observar con una distancia prudente.

Imagen 16 Exhibición Bosque Húmedo, cerrada al público por la crianza de los parentales



Fuente: Autor, 2016.

Exhibiciones que no representan mayor riesgo el contacto directo con las especies como sucede con la especie *Dromaius novaehollandiae* donde no se puede ingresar pero se tiene un contacto más cercano con los individuos.

5.3 EQUIPOS

Para la incubación se usaron dos tipos de incubadoras; una incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos (Imagen 17) y una incubadora Grumbach /Lyon automática (Imagen 18).

5.3.1 Incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos

Esta incubadora consta de una trampa de agua en la base la cual contribuye a mantener la humedad, cuenta con 42 paneles para poner los huevos como lo muestra la Imagen 17, su estructura externa es de icopor con una pequeña ventanilla en la superficie para verificar nacimientos en caso de que eclosionen, cuenta bombillo indicador de encendido y apagado y funciona con tomacorriente.

Imagen 17 Ingreso de 3 huevos a la Incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos



Fuente: Autor, 2016.

5.3.2 Incubadora Grumbach automática

Se dispone una incubadora Grumback automática utilizada en muchos de los parques de cría de aves en vía de extinción y conservación de la naturaleza, cuenta con: sistema de ventilación forzada, sistema de giro automático de huevos, dos tableros con ajuste respecto a los diferentes tamaños de los huevos, termostato de alta precisión, termómetro analógico de precisión, luz interior, puerta de doble cristal.

Imagen 18 Incubadora Grumbach/ Lyon Automatica



Fuente: David Mauricio Ossa Restrepo,2016.

Puede albergar: 126 huevos de loro, 84 huevos de pollos, 240 huevos de codorniz, 200 huevos de perdiz y 30 huevos de Ganso o pavón.

- **Dimensiones de:** 67x45x50cm.
- **Alimentación:** 220/230 Volts.

6 METODOLOGÍA

Para la realización del proyecto se utilizaron individuos de (nueve) 9 especies de aves (*Dromaius novaehollandiae*, *Burhinus bistriatus, Vanellus chilensis, Chauna chavarria, Forpus conspicilatus*, *Pitangus sulphuratus, Phimosus infuscatus, Sicallis flaveola*, *Thraupis episcopu)* en diferente estado fisiológico, los cuales llegaban al Parque Recreativo y Zoológico Piscilago por diferentes razones como: nacimientos en la exhibición, incubación artificial, individuos provenientes de entrega voluntaria e individuos heridos en vida silvestre.

En la siguiente imagen, se sugieren los procesos adecuados para realizar la incubación, la crianza y la formación de grupos de aves.

Imagen 19 Diagrama metodológico de los tres procesos realizados

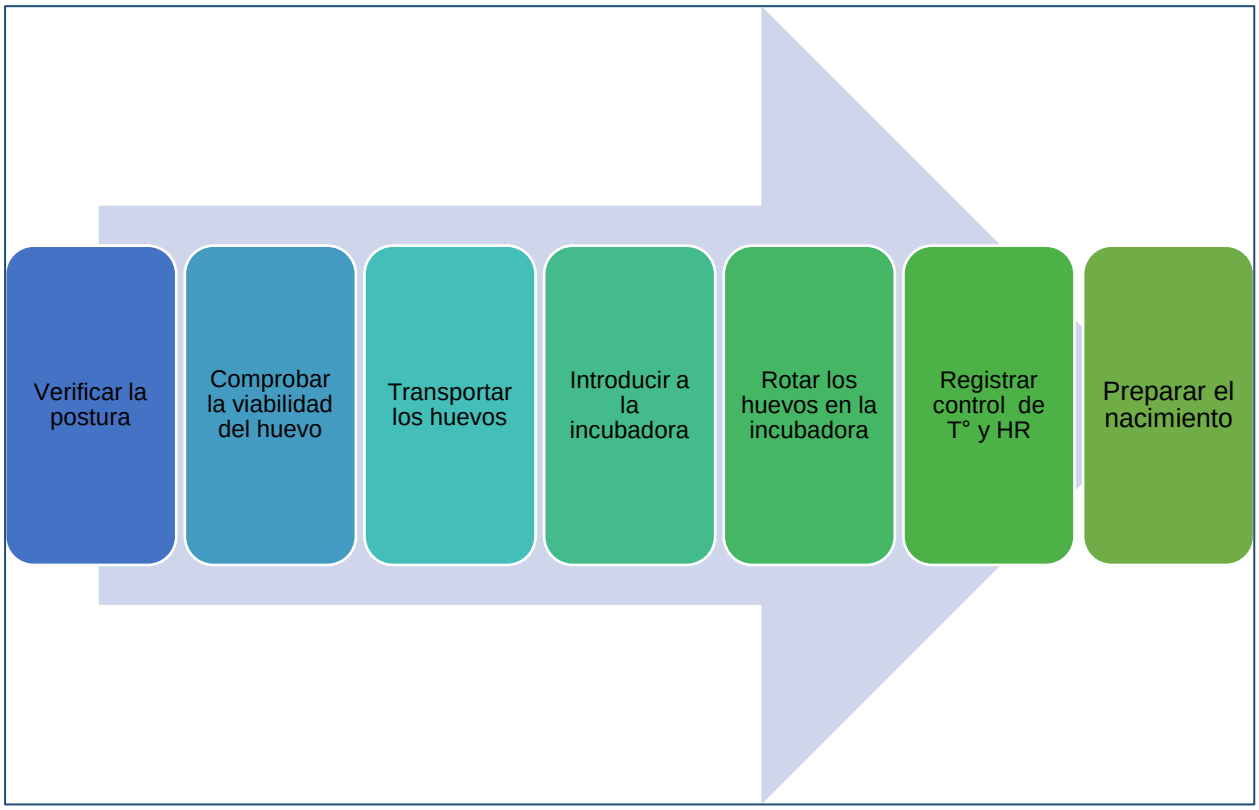


Fuente: Autor, 2017.

6.1 INCUBACIÓN ARTIFICIAL

A continuación, se presenta la descripción de los procedimientos de la incubación de aves silvestres del parque.

Imagen 20 Procedimiento de la incubación artificial



Fuente: Autor, 2017

Mediante la revisión bibliográfica realizada se colecto la información acerca de datos importantes para la incubación de dos de las nueve especies mencionadas anteriormente: *Dromaius novaehollandiae* y *Vanellus chilensis*, siendo únicamente estas dos especies utilizadas para reportar datos de incubación para este trabajo.

Tabla 12. Datos de incubación en las especies *Dromaius novaehollandiae y Vanellus chilensis*

INCUBACION								
ESPECIE	**NOMBRE COMUN**	**N° HUEVOS POR TEMPORADA**	**TIEMPO DE POSTURA**	**TIEMPO DE INCUBACIÓN**	**TEMPERATURA DE INCUBACIÓN (°C)**	**HUMEDAD RELATIVA (%)**	**W PERDIDO DURANTE LA INCUBACIÓN**	**REFERENCIA**
Dromaius novaehollandiae	Emú	Más de 40	120 días aprox.	52	36	30		(Pérez Enciso, 2003)
				50 -52	36,1-36,4	25-40	10 - 15%	(Gage & Duerr, 2007)
Vanellus chilensis	Taro taro	1 - 3.	120 días aprox.	24 - 30	37,5	40-50		(AZA Charadriiformes Taxon Advisory Group, 2014)

Fuente: Autor, 2017

6.1.1 Verificar la postura de huevos

Todos los días se realiza un recorrido por cada uno de los recintos verificando la presencia de huevos en los nidos de las aves que comúnmente tienen nidadas bien sea en el piso o en la periferia de todo el recinto y se toma registro en la bitácora. Es importante que el tamaño de la nidada sea mayor a 2 huevos, dependiendo de la especie se recolectan los huevos ya que en especies pequeñas el intervalo de tiempo de postura son unas pocas horas o hasta 2 días (*Vanellus chilensis)* se puede recoger toda la nidada, en caso de que el número de huevos supere a dos huevos, se toman dos huevos para incubación artificial y se deja uno con los parentales; en comparación con especies de mayor tamaño (*Dromaius novaehollandiae)* el intervalo de postura es de 5 o 6 días, donde se espera como mínimo dos huevos para llevar a incubación.

6.1.2 Comprobar la viabilidad del huevo

Según el “Libro de incubación (The incubation Book)” (Brown, 1979) el éxito de la eclosión está en tener los equipos adecuados y los conocimientos en las variables como

temperatura, humedad, rotación del huevo entre otros. Por medio del método tras luz, se puede verificar si existe algún tipo de desarrollo embrionario.

6.1.2.1 Ovoscopia o Método trasluz

Se toman los huevos de la especie *Vanellus chilensis* y se observan a la luz de una lámpara fuerte sobre el polo obtuso del mismo para determinar si existe desarrollo embrionario (Ver en Capitulo 4; 4.4.5.1Ovoscopia o método a tras luz); se observan al primer día o el día de ingreso a la incubadora, posteriormente pasado como mínimo 4 días, pasados 10 días de incubación y días antes de la eclosión sin girar tanto el huevo .

6.1.3 Transportar los huevos

6.1.3.1 Huevos fértiles

Al verificar la nidada y el tamaño de la misma, se procede a realizar el transporte a la incubadora, siempre con guantes de látex y un recipiente que contenga papel absorbente o cualquier material aislante de la baja temperatura como se observa en la Imagen 21, posteriormente se introducen los huevos de la misma manera en que estaban en el nido (sin girar) en la incubadora artesanal como se muestra en la Imagen 23 y para la incubadora Grumbach automática como corresponde a la Imagen 22.

Imagen 21 Recolección de huevos de *Vanellus chilensis*



Fuente: Autor, 2016.

6.1.3.2 Huevos infértiles o con muerte embrionaria

Del mismo modo protegiendo al resto de los huevos y al profesional que está a cargo, se debe usar guantes de látex, tapa bocas y llevar directamente a la bolsa de residuos biológicos, sellado con cinta, rotulado y por último almacenar en el refrigerador del área de la clínica.

6.1.4 Introducir a la incubadora

La incubadora debe estar limpia y desinfectada, libre de patógenos como hongos o bacterias que puedan llegar a perjudicar al embrión (Ver capítulo 4;4.4.3.2Principales agentes contaminantes), al igual que el huevo que ingresara. Siempre se manipulan todos los huevos con guantes de látex y tapabocas y deben ser desechados una vez se revise los huevos, las veces que sea necesario se deben cambiar estos implementos. Se introducen los huevos en la misma posición en que se encontraban en el nido el día de la recepción, todos los huevos se marcan con un lápiz negro y se les asigna un número determinado y una flecha indicando la posición inicial y así llevar el registro acerca de cuándo se realizó el volteo (Imagen 22).

6.1.4.1 Huevos de tamaño pequeño

Todos los huevos se marcan con un lápiz asignándole un numero en la parte del polo obtuso o parte más ancha del huevo y es ideal si se logra marcar donde está situada la cámara de aire (Imagen 23). Su posición en la incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos puede ser vertical indicando que la cámara de aire quede en la parte superior.

En la incubadora Grumbach automática su posición será horizontal, el polo obtuso del huevo quedará al mismo nivel del polo agudo el cual le permitirá girar con vueltas completas sobre el mecanismo de giro automático en la incubadora.

6.1.4.2 Huevos de mayor tamaño

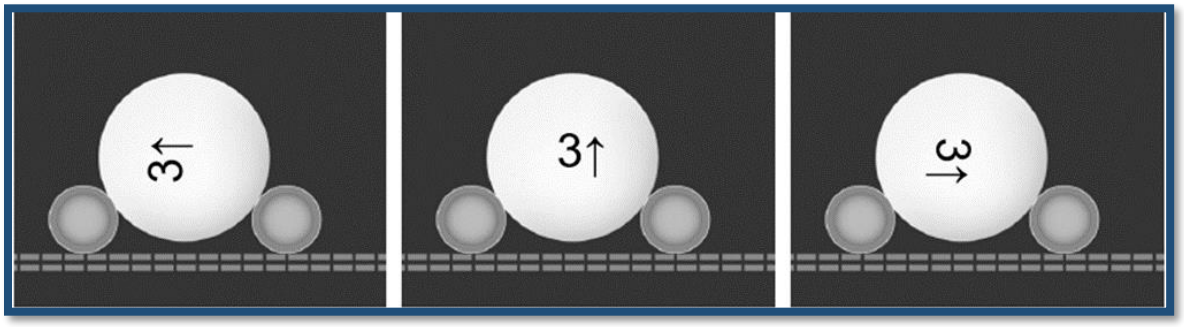
Se marcan con un lápiz asignándole un número y como estos huevos se pueden tener en forma horizontal respecto a que el polo obtuso y el polo agudo queden al mismo nivel, se indicará al lado del número una flecha en dirección ascendente, ya que esta nos guiará cuando hubo volteo y en qué dirección debe quedar situado el huevo al final del día.

6.1.5 Rotar los huevos en la incubadora

Es indispensable rotar los huevos en la incubadora, para ello se deben marcar los huevos e indicar con flechas cual es la posición inicial, así se llevará un control riguroso de la rotación del huevo todos los días que se requiera durante la incubación y desarrollo embrionario. Al rotar el huevo le da una nueva fuente inmediata de comida y oxigeno dentro de la capa delgada blanca (Albumen) y es necesario para el crecimiento interior de los vasos sanguíneos con el fin de que progresen adecuadamente (Gomez Pina & Valero Perez, 2009).

La incubadora Grumbach automática posee un mecanismo de rotación de los huevos, el cual consiste en girar durante 15 minutos cada dos horas. Como se evidencia en la Imagen 22 los huevos de mayor tamaño alcanzan a girar 180° hacia el lado derecho y 180° hacia el lado izquierdo, para ello es importante realizar un giro manual diario.

Imagen 22 Procedimiento de rotación de huevos en incubadora Grumbach automática

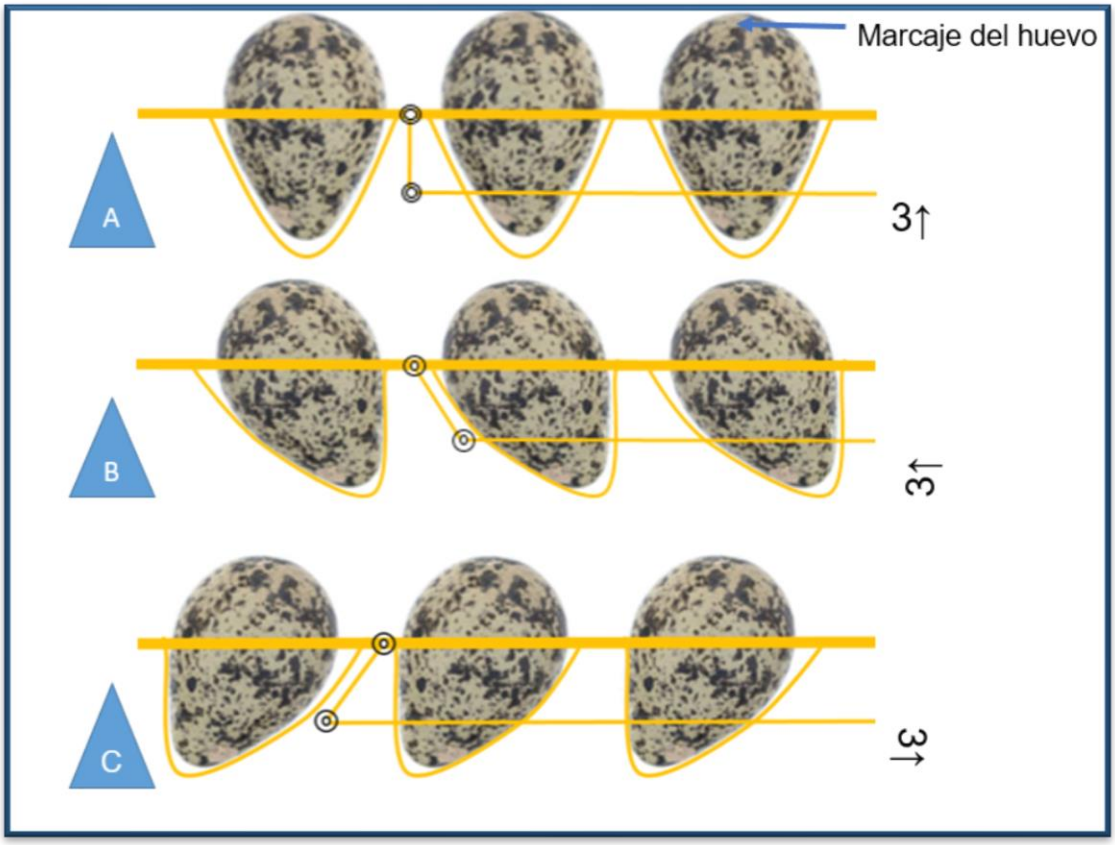


Fuente: Adaptado Handbook Incubation, 2017.

Este proceso de rotación de los huevos de especies grandes usando la incubadora Grumbach automática se sugiere que se haga dos veces al día máximo tres, este procedimiento se realizará suavemente hacia la dirección que corresponda, se toma nota de que en dirección se giró y en qué hora se realizó el giro para que al finalizar la supervisión todos los días se incorporen en su orientación original, para al próximo día repetir el proceso. Procurar que el mecanismo de giro automático de la incubadora no deteriore las chalazas en huevos pequeños debido a intensidad de giro, ya que por el tamaño darían un número mayor de vueltas y podrían dañarse algunas partes importantes del embrión como las chalazas.

No es aconsejable girar los huevos 3 días antes de la eclosión ya que esto puede ocasionar que el polluelo no eclosiones debido a la desorientación a causa del giro constante (Pérez Enciso, 2003).

Imagen 23 Giro del huevo en la incubadora artesanal, método de marcaje del huevo



Fuente: Autor, 2017.

En la incubadora artesanal el huevo no girará 360° grados, se inclinará alrededor de 45° hacia el lado derecho e izquierdo teniendo como posición inicial completamente vertical, para huevos como *Vanellus chilensis, Burhinus bistriatus* y hasta de *Cuturnix cuturnix* es suficiente este cambio de dirección o inclinación para el desarrollo embrionario. Se sugiere realizar este procedimiento 3 veces al día, al final del día incorporarlos a la posición **A** (completamente vertical) como lo indica la Imagen 23.

6.1.6 Registrar control de Humedad relativa y de Temperatura

Todas las incubadoras tienen una temperatura específica, bien sea predeterminada o graduada manualmente, en este caso se toma la temperatura y la humedad de la incubadora Grumbach automática 2 veces al día (en la mañana y en la

tarde), posteriormente se registra en el formato de control y firma quien realizó dicha actividad, también se reporta si hubo rotación de los huevos. La temperatura óptima aplicada dependerá del tipo de incubadora, la edad de los embriones, además de las especies de que se trate (Gomez Pina & Valero Perez, 2009) ya que no todas manejan el mismo rango de temperatura y humedad en diferentes estadíos del desarrollo embrionario.

6.1.7 Preparar el nacimiento

El periodo entero de desarrollo embrionario de la incubación se puede dividir en dos etapas; la primera denominada incubación en la que proporciona el giro alterno, es aproximadamente 6 veces más larga que la segunda etapa denominada nacimiento, en la que se suspende el giro y se espera que el polluelo salga del cascaron (Pérez Enciso, 2003). En este procedimiento se sugiere preparar las cajas plásticas con la cascarilla, verificando la inocuidad del sustrato, que no se encuentre con humedad ni sucio.

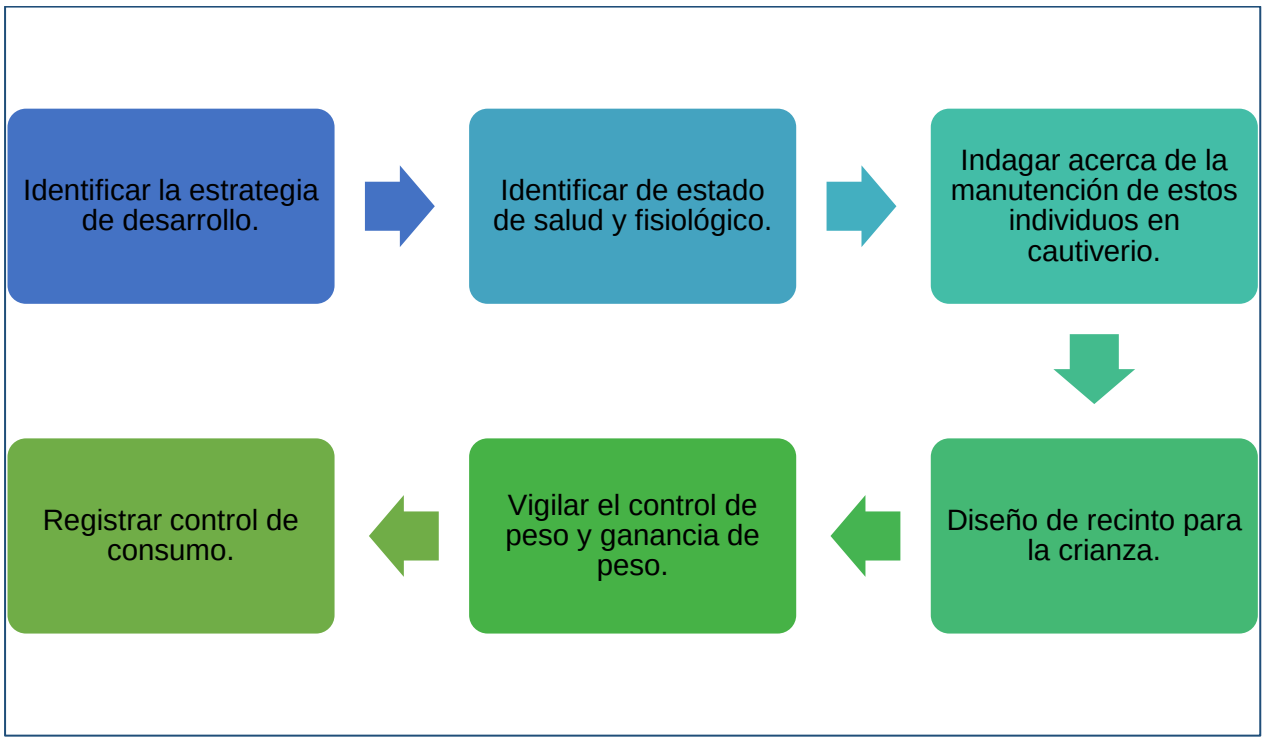
Se debe tener una fuente de calor externo que permitirá a los individuos termoregular mientras se recuperar del proceso de eclosión; también se cuenta con una pesa analítica con capacidad de pesar hasta 1 kg y de sebe contar con una que pese en mayores unidades.

Los implementos para el cuidado apropiado para polluelos precociales y altriciales son los siguientes: pinzas mosquito par alimentación con invertebrados, jeringas de 1 ml para suministro de papillas o hidratar en caso de que se rehusé al procedimiento, goteros y suero cuando ya es más común el manejo de la alimentación.

6.2 CRIANZA EN CAUTIVERIO

A continuación, se presenta la descripción de los procedimientos de la etapa de crianza de aves silvestres del Zoológico.

Imagen 24 Procedimiento de la crianza en cautiverio



Fuente: Autor, 2017

6.2.1 Identificar de la estrategia de desarrollo: Precocial o altricial.

Según la identificación de la especie se recopila información sobre las estrategias de desarrollo y la inversión parental de cada una de las especies trabajadas, ya que es de gran importancia hasta qué punto los individuos tienen desarrollo, sin ningún tipo de inversión parental allí se puede evidenciar, si expresan sus comportamientos innatos y que tan dependientes son de la persona que los cría, se debe tener en cuenta si son gregarios y usan mecanismos de aprendizaje improntado para sobrevivir, es decir si

requieren de un individuo para reconocerse y para aprender a consumir su alimento, vocalizar y otros factores de gran importancia para reconocer un individuo de su misma especie.

6.2.2 Identificar el estado de salud y fisiológico.

Al identificar la estrategia de desarrollo de la especie se puede estimar el estado fisiológico en que se encuentra, teniendo en cuenta este factor se verifica si tiene plumas, diente de huevo, movilidad en las patas, la capacidad de caminar, comer y beber agua solo e incorporarse solo después de su nacimiento.

6.2.2.1 Evaluación de estado de salud

Se verifican las características leves, como absorción del saco vitelino, órganos generales completos y bien ubicados como lo son las patas que deben estar ubicadas en una adecuada dirección y dedos bien posicionados, apertura del glóbulo ocular y que estos funcionen, calidad de plumaje crecimiento del mismo si se evidencia, en polluelos eclosionados en incubadora se sugiere dejar secar por lo menos un día con fuente de calor externa bajo supervisión.

6.2.2.2 Evaluación del estado fisiológico

Esta evaluación aplica para desarrollo precocial y altricial, estas características:

- **Neonatos:** Cuando no han absorbido el saco vitelino y tienen los orificios completamente cerrados (oídos y ojos), presencia de diente de huevo y tienen movimiento limitado.
- **Infantes:** Cuando adquieren movilidad en las extremidades (alas y patas), sus orificios oculares y auditivos se encuentran abiertos y se empieza a evidenciar la

presencia de cañones en las alas y son incapaces de termo regular. Tienen sensibilidad a cambios de luz, presentan mayor vigorosidad al momento del suministro del alimento y presentan reconocimiento intraespecífico e interespecífico. Requieren protección por sus cuidadores.

- **Juveniles:** Presencia de plumaje completo o semicompleto, reconocen el alimento, empieza a perchar en varias ramas del recinto, una talla aproximada a la de un adulto y se escuchan vocalizaciones con mayor claridad.

6.2.3 Indagar acerca de la manutención de estos individuos en cautiverio

Es necesario recurrir a una investigación secundaria, con el fin de determinar los aspectos clave en la crianza de cada una de las especies de aves que se pretendan criar.

6.2.3.1 Hábitos alimenticios

Se realiza una investigación acerca de los hábitos alimenticios de la especie que se tiene en incubación o han llegado por diferentes razones al Zoológico. Se debe identificar si son de hábitos alimenticios: herbívoros estrictos, frugívoros, carnívoros, carroñeros, ictiófagas, insectívoras, granívoras, nectarívoras, granívoros, piscívoros, entre otros (Ver Capítulo 4.5 IDENTIFICACIÓN Y CARACTERIZACIÓN DE ESPECIES).

6.2.3.2 Reportes de dietas ofrecidas en cautiverio para estos órdenes

- ***Anseriformes: Chauna chavarria***

Su estrategia de desarrollo es sub-precocial en reportes de crianza de *Chauna torquata* en otro Zoológicos del mundo han sugerido dietas como las siguientes:

Se ha evidencia la aceptación con ingredientes como la papaya y el plátano que son fácilmente aceptados junto con hojas verdes (Dislich & De Melos Barros, 2014) también se evidenció diferentes dietas para la manutención de individuos de *Chauna torquata* en cautiverio suministrando alrededor de un 2-3% peso vivo (PV) (Ministerio de Agricultura Gobierno de Chile), en un recinto teniendo como sustrato césped verde y fresco como parte de forraje aportado a la dieta y ofrecimiento de la dieta 1 vez al día con cantidad aproximada de 2.7 a 4 Kg se suministra adicional Galli 16 Pellets con 16 % de PC; Relación Ca: P- 1.81:1 (Gomis, 2007), reportes más recientes han suministrado a individuos de esta misma especie (*Chauna torquata*), hojas verdes picadas ,pellets de pollo, comida de perro humedecida suplementos multivitamínicos con mezcla de frutas como papayas y plátanos que son fácilmente aceptados en dicho establecimiento "Parque da aves" se reporta que frutas en grandes cantidades deben evitarse debido al riesgo de fermentación excesiva (lo que resulta en hinchazón) y enfermedades neurológicas por falta de suplementos multivitamínicos y crecimiento atrofiado por falta de inoculación de flora gastrointestinal normal. (Dislich & De Melos Barros, 2014).

- ***Charadriiformes:***

El crecimiento y desarrollo exitoso de los pollitos en cautiverio está directamente relacionado con la dieta de los padres. Hay algunas dificultades con el suministro de

nutrientes a los parentales en cautiverio por lo tanto es probable que los recién nacidos no puedan recibir suficientes alimentos de los padres como para suplir sus necesidades de nutrientes. Un claro ejemplo es en adultos *Charadriiformes* silvestres alimentan a sus polluelos con una amplia gama de presas difíciles de obtener para los cautivos, además varían el tamaño de la presa (Mc Williams, 2008). Las presas adecuadas para aves adultas también deben tener un tamaño correspondiente para el polluelo (Annett & Pierotti, 1999). Las formaciones de plumas son principalmente de queratina (inerte después de la síntesis) y la condición de la pluma es el resultado directo de la dieta del ave en el momento del crecimiento (Mc Williams, 2008).

La dieta de algunas aves limícolas superiores, como Alcaraván de la Sabana, alcaravanes y algunos correlimos, ocasionalmente comen pequeños vertebrados, así como peces, anfibios y reptiles, semillas, tubérculos y pequeñas frutas durante gran parte del año (AZA Charadriiformes Taxon Advisory Group, 2014); la mayoría de instituciones de AZA alimenta a sus aves limícolas con una mezcla de los siguientes ingredientes:

- Carne de ave de presa.
- Krill.
- Concentrado de perro húmedo.
- Concentrado de mantenimiento de aves pequeñas.
- Semillas para aves.
- Semillas para periquitos.
- Huevo cocido con yema dura.
- Verduras picadas.
- Tenebrios vivos.

- Larvas enceradas vivas.
- Grillos vivos.
- Peces de la familia *Osmeridae.*
- Pez Silverside.
- Alimento balanceado para flamenco (Flamingo fare).

Otros ejemplos reportados por el Manual de Manejo para aves Limícolas a través del tiempo son:

- Dieta 1 reportada por Vince en 1996: 38% ración para aves *Softbill* en polvo, 20% huevo cocido con yema dura picada, 15% concentrado de gato o perro humedecido, 15% de dieta de ave de rapiña o carne magra, y 12% de alimento vivo (incluyendo lombrices picadas).
- Dieta 2 reportada por Padron en 2010: 30% de concentrado húmedo de perro, 30% de dieta de ave de rapiña, 10% de tenebrios gigantes, 30% alimento de aves de caza (Gamebird Chow).
- Dieta 3: Dieta de ave de rapiña y neonato de ratón con vitaminas.
- Dieta 4: Pescado picado, neonato de ratón y carne mezclada con ración para insectívoros.
- Dieta 5 reportada por Jones en 1999: Dieta para aves de rapiña (Nebraska) en trozos del tamaño de una cuchara de sopa. Los ratones, grillos, tenebrios y gusanos también se suministran de vez en cuando.

- ***Paseriformes: Pitangus sulphuratus; Sicalis flaveola* y *Thraupis episcopus***

Las aves paserinas y psitacidas suelen retirar la cascara fibrosa, permitiendo que la porción sugerida sea fácilmente disponible para que las enzimas digestivas puedan actuar (Randall, 1994). En cautiverio se han sugerido dieta para pequeños paseriformes que constan de frutas como lo son: naranja, banano, papaya y semillas como alpiste, linaza entre otras (Bastos, 2004).

El Zoológico de Mullhouse (Gomis, 2007) sugiere la siguiente diera para todas las aves *Passeriformes* en exhibición una vez al día:

- 30gr de Mezcla frugívora.
- 5 gr de pellets de perro húmedo.
- 10 gr de gusanos de harina.

- ***Pelecaniformes: Phimosus infuscatus***

En el Zoológico de Mullhouse se sugiere una dieta para crías de Espátula rosada (*Platalea ajaja)* e Ibis escarlata (*Eudocimus ruber)* también pertenecientes a la familia *Threskionithinae* como el *Phimosus infuscatus;* la dieta sugerida para estos individuos polluelos fue:

Papilla llamada “Papilla Gruel” (Gomis, 2007) que consiste en:

- 50% de pollitos de un día de edad (sin piernas, cabeza, saco vitelino y piel).
- 50% de corazón de ternera.

- 2,5 gramos de polvo de pollo o “Chick powder” por cada 100 gr de mezcla de pollo y corazón de ternera.

En individuos de mayor tamaño se sugiere una dieta de carne de vacuno picada 300 g y polluelos de 1 día 500 gr.

- ***Psittaciformes: Forpus conspicilatus***

Los padres alimentan a sus polluelos con una mezcla de comida y agua. Aparentemente son muy hábiles para proporcionar las raciones adecuadas de comida y agua y entregarlas en las cantidades y frecuencias correctas, en muchas circunstancias es indispensable la crianza a mano donde las dietas especiales formuladas basadas en más ingredientes solubles en agua facilitan la alimentación manual (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001).

Como lo menciona el artículo de Nutrición en aves del Orden *Psittaciformes* (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001)*, s*egún Roudybush y Grau la porción adecuada entre alimento y agua que maximizaba la supervivencia dependía de la edad de los polluelos; durante los 4 primeros días después de la eclosión, 7% de sólidos y 93% de agua fueron óptimos, la insuficiencia de agua durante los primeros días después de la eclosión produce una mortalidad elevada, mientras que la insuficiencia de solidos da como resultado tasas de crecimiento más lento. Sin embargo, la crianza de los parentales no tiene retrasos en el crecimiento que pueden atribuirse a la alimentación nocturna, provisión de nutrientes, microflora o posiblemente moléculas protectoras.

6.2.3.3 Calculo de Tasa Metabolica Basal y Energia Metabolizable

A nivel mundial muchos investigadores enfocados en la nutrición en fauna silvestre proponen fórmulas acerca de cálculos de Tasa Metabólica Basal (TMB), energía metabolizable (EM) que requieren ciertos ordenes o especies, con base en lo anterior muchos proponen mezclas o papillas usadas en la crianza de aves que han aportado al conocimiento mundial acerca de la nutrición de aves en cautiverio.

Para el cálculo de TMB según varios autores proponen la siguiente formula (Varela, 2000):

- En aves *Passeriformes* donde W es el peso del Individuo a evaluar.

$$169^{*} (W)\ 0{,}53 = TMB$$

Para calcular la TMB en Psittaciformes (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001)se sugiere:

$$TMB\ [kcal/día] = 73{,}6 * W\ [73{,}6]^{0.73}$$

En el Manual editado por Dierenfield y Graffam en 1996 se propone otro modelo de cálculo de TMB y EM para dietas de aves *Passerinas* y *no Passerinas* en cautiverio propone un modelo de comparación con individuo en cautiverio. Se calcula con los siguientes ajustes (Robbins, 1993):

- Monotremas: 30% de mamíferos de la misma masa corporal
- Marsupiales: 70% de los mamíferos
- Reptiles: 15% de los mamíferos
- Aves: 150% de los mamíferos

El cálculo para un individuo mamífero placentado

$$TMB= 57, 6 Kcal \times (W Kg)^{0,716}$$

La TMB se le modifica con diferentes coeficientes para calcular la EM (Energía metabolizable), siendo para aves *Passeriformes* 1, 5 y *No Passeriformes 2.*

Para aves *Paseriformes*

EM: 1,5 (2 x TMB)

Para aves *No paseriformes*

EM= 2 x TMB

El manual cuenta con tablas según los órdenes y las preferencias alimenticias, respecto a dicha clasificación se elige un modelo animal similar al que se va a trabajar, en el manual se sugiere qué cantidad de materia seca (MS) se podría ofrecer al individuo y energía aportada por la dieta en MS (Dierenfield & Graffam, 1996).

Según el Apéndice II del Libro “Hand-Rearing Brids” (Gage & Duerr, 2007) se sugiere un cálculo de Kcal/día de la siguiente manera:

- Calculo en aves *Passeriformes*

$$TMB= (W\ kg^{0,\ 75}) * 129$$

EM (Mantenimiento) = (TMB *1.5)

- Calculo para aves No- *Passeriformes*

$$TMB = (W\ kg^{0,75}) * 78$$

EM (Mantenimiento)= (TMB *1.5)

Para cualquier de los dos casos aves paserines y no-paserines se puede realizar ajustes en el cálculo de acuerdo al estado fisiológico y físico en que se encuentre.

- Ajuste para crecimiento = EM (Mantenimiento) *1.5 – 30
- Ajuste por septicemia = EM (Mantenimiento) *1.2 – 1.5
- Ajuste por lesión leve = EM (Mantenimiento) *1.0 – 1.2
- Ajuste por lesión severa = EM (Mantenimiento) *1.1 – 2.0

6.2.4 Diseñar el recinto para la crianza

Al identificar las estrategias de desarrollo se diseñan recintos para las crías que llegan. Es indispensable tener en cuenta que al momento del nacimiento o de la recepción de los polluelos se debe tener un lugar que los resguarde de factores de riesgo que puedan perjudicar su estadía en el Zoológico, factores como lo son: la humedad, bajas o altas temperaturas, predadores, animales enfermos, plagas, entre otros. Se debe procurar que el alimento se encuentre en óptimas condiciones en momentos de lluvia o sequía, los baños de sol son de gran importancia así mismo debe existir la posibilidad de resguardarse del sol en caso de que no exista algún tipo de supervisión (sombra y sol).

6.2.4.1 Recinto para crías precociales

Estos individuos son capaces de incorporarse en dos patas, por lo tanto se usa un recipiente de plástico 12 litros con una tapa de plástico y una malla en la mitad de la tapa con agujeros pequeños que les permita respirar, el sustrato debe ser blando y firme, para

evitar fracturas en las patas, en este caso se usa cascarilla de arroz alrededor de 2 cm de grosor en el fondo del recipiente, se sugiere cambiar a diario, puesto que allí mismo se ubica, en un extremo, el agua en un recipiente de plástico que no supere los 2 cm de altura para evitar accidentes, dentro de este se pueden ubicar objetos pesados como piedras para evitar que se voltee el recipiente o que la cría ingrese en este, por otro lado el recipiente de la comida debe ser plano y ubicado en el piso para que puedan tener fácil acceso al alimento. A medida que los individuos aumentan su tamaño va cambiando el tamaño del recinto de plástico a una caja plástica de 40 litros transparente con las mismas características de suministro de alimento. La ubicación de la fuente de calor se sugiere que sea sobre el recinto, bien sea un bombillo de 100 watts sobre la malla para que no ocurra ningún tipo de accidente con el plástico, buscando siempre que la comida y el agua queden alejados de la fuente de calor.

6.2.4.2 Recinto para crías altriciales

Ya que estas crías requieren de mayor cuidado parental, se deben tener en espacio mucho más reducidos como cajas pequeñas, con el fin de que en el momento de moverse no gasten mucha energía, la fuente de calor debe estar todo el tiempo encendida y evitar que aumente la temperatura para no deshidratar al individuo, se usa un sustrato de papel absorbente y cambiar cada vez que defeque la cría. Si los polluelos cuentan con plumaje y movilidad avanzada en las patas y demás extremidades se sugiere un recinto con ramas para perchar y la comida elevada.

6.2.5 Vigilar el control y la ganancia de peso

Todos los días en las horas de la mañana y en ayuno se debe pesar los individuos en una báscula digital de alta precisión y verificar la presencia de heces, el individuo se pone en una caja de cartón de acuerdo con su tamaño, para evitar que se mueva y se ocasione traumatismos, posteriormente se registra el peso del individuo en la bitácora de neonatos, es importante observar inconsistencias en la deposición o si el individuo ha dejado de consumir alimento, entre otros aspectos.

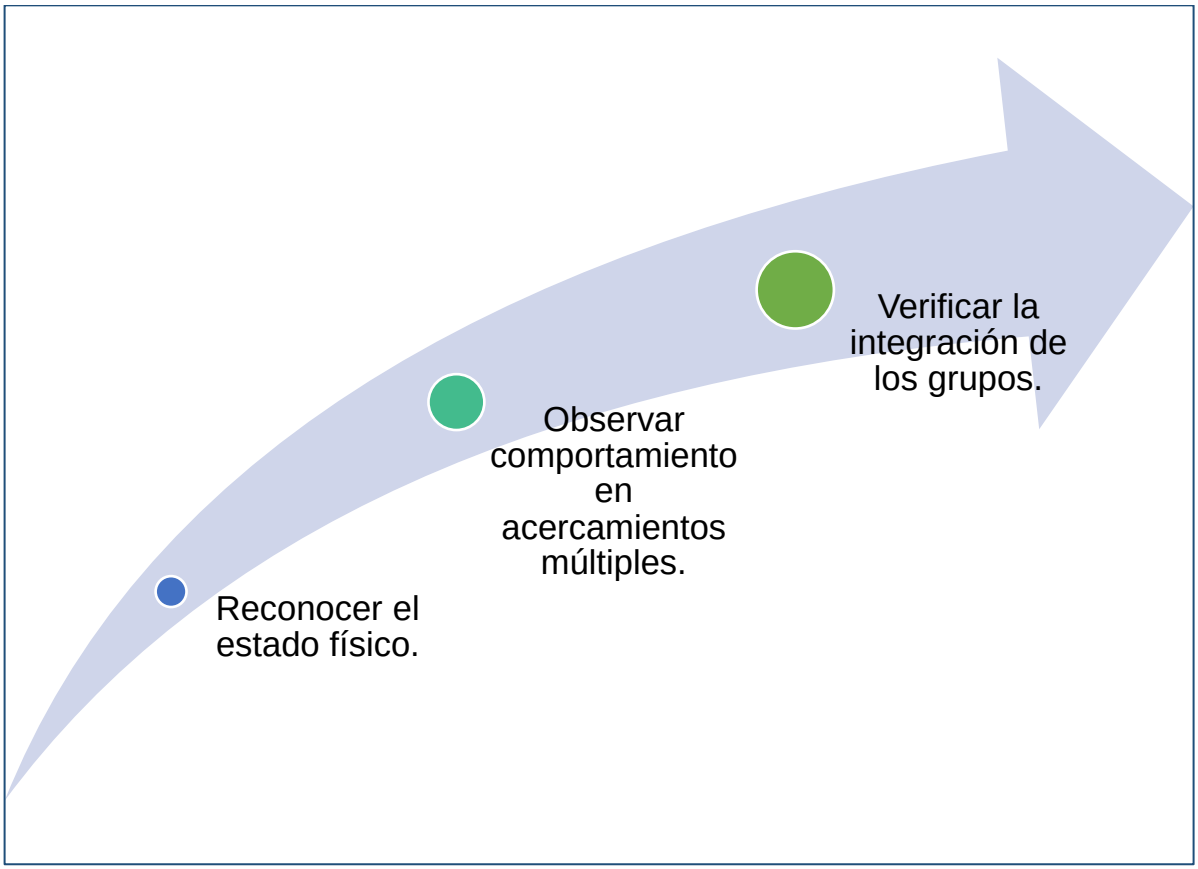
6.2.6 Registrar control de consumo.

El consumo se registra en el formato de neonatos, esto ayudara a modificar la presentación de la dieta de acuerdo con la biología de la especie (Ver Anexo 5. Formato de seguimiento nutricional de casos especiales sugerido).

6.3 FORMACIÓN DE GRUPOS PARA INTRODUCCIÓN

Se debe tener en cuenta que los individuos juveniles, sin importar sus estrategias de desarrollo, ya no requieren de una fuente de calor externa ni de suministro de alimentación asistida, esto significa que pueden defenderse frente a otros individuos de la misma especie y otra especie.

Imagen 25 Procedimiento para la formación de grupos para la introducción



Fuente: Autor, 2017

6.3.1 Reconocer el estado físico: Plumaje, pico, medidas, patas, etc.

Reconocer si el individuo está en estado juvenil (mínimo requerido para la formación de grupos), si el estado de su plumaje es óptimo o se encuentra semicompleto, la movilidad en las patas y la capacidad de comer y beber agua solo, deben tener una talla considerable o aproximada a la de los otros individuos en acercamiento.

6.3.2 Observar comportamiento en acercamientos múltiples

Todo el equipo debe estar encargado de la supervisión de la introducción de las especies, deben estar atentos a los cambios que se presenten en el comportamiento de estas frente a individuos de la misma especie o hacia otras especies.

6.3.2.1 Jaula de acercamiento

Para ello se introducen las “jaulas de acercamiento” en el recinto de levante de polluelos, allí los individuos a través de la malla logran visualizarse y escucharse por medio de vocalizaciones, no solo de individuos de la misma especie, sino de otras especies cercanas, preparándolos para un recinto habitado por diferentes especies, cada uno cuenta en su recinto con el suministro completo de comida y agua *al libitum*, en esta etapa los individuos logran regular su temperatura y no requieren de fuente externa de calor si no únicamente en las noches. Se debe verificar si existe algún tipo de comportamiento agresivo con su compañero de crianza en el registro y se debe determinar auditivamente si el individuo interactúa por medio de vocalizaciones (si hacen los mismos sonidos); este proceso conlleva alrededor de una semana, transportando todos los días los individuos en guacales.

6.3.2.2 Jaula de liberación blanda

En la jaula de la clínica de aproximadamente 3 m de alto y 3 m de largo, con sustrato de tierra, donde se albergan más animales de otras especies como iguanas, tortugas, faisanes y guacamayas en recuperación, se encuentra un recinto con angeo o malla en el centro, con una altura de 60 cm, sin cubierta, por turnos se deben liberan los individuos del guacal y se les permitirá volar y comer en todo el recinto, deben cumplir un tiempo determinado, el otro grupo realizara el mismo ejercicio siempre y cuando ambos grupos no ese encuentren sueltos.

Se observará si se presentan reacciones agresivas con otros individuos en el recinto y como usan los comederos.

- **Liberación de ambos grupos en jaula de liberación blanda**

En las horas de la mañana, cuando se suministra los alimentos a primera hora del día los, se deben liberan los dos grupos en el mismo recinto, es indispensable suministrar más alimento y agua en dicho recinto. El profesional observa el comportamiento de estos individuos y las interacciones. Se registrará las interacciones de los individuos y van de nuevo su guacal correspondiente, se debe observar y registrar el tiempo que les toma realizar un acercamiento con otros individuos, las agresiones que se presenten, si consumen el alimento en el mismo recipiente y si pueden quedarse en la jaula de liberación blanda sin necesidad de fuente de calor externa.

6.3.3 Verificar la integración de los grupos.

Registrar el tiempo de unión del grupo con jerarquía, sin presentarse agresiones de ningún tipo.

7 RESULTADOS

Este trabajo permitió el desarrollo de un protocolo de incubación, crianza y formación de grupos de nueve especies de aves presentes en el Parque Recreativo y Zoológico Piscilago, teniendo como referencia los datos colectados durante el desarrollo de la pasantía (Anexo 6), adicional se obtuvo datos importantes acerca de los procesos mencionados anteriormente.

Durante la pasantía correspondiente al tiempo de 6 meses las especies *Chauna chavarria, Dromaius novaehollandiae* y *Vanellus chilensis* presentaron 8 nidadas en total.

Tabla 13 Registro de incubación, tipo de incubación empleada y equipo usado para el procedimiento

VERIFICACION DE NIDOS					
NIDADAS	**FECHA DE INCUBACIÓN**	**ESPECIE**	**N° HUEVOS POR NIDO**	**INCUBACIÓN USADA**	**EQUIPO DE INCUBACIÓN**
1	10/07/2016	*Dromaius novaehollandiae*	2	Incubación artificial	Incubadora Grumbach automática
2	17/08/2017	*Chauna chavarria*	3	Incubación natural	
3	26/08/2016	*Vanellus chilensis*	1	Incubación artificial	Incubadora artesanal
4	7/09/2016	*Vanellus chilensis*	3	Incubación artificial	Incubadora artesanal
5	9/09/2016	*Vanellus chilensis*	1	Incubación artificial	Incubadora artesanal
6	1/10/2016	*Vanellus chilensis*	2	Incubación artificial/	Incubadora artesanal
7	16/10/2016	*Vanellus chilensis*	3	Incubación artificial	Incubadora Grumbach automática
8	24/10/2016	*Chauna chavarria*	4	Incubación natural	

Fuente: autor, 2017

La Tabla 13 presenta 8 nidadas presenciadas durante el tiempo de pasantía para tres especies de aves, en esta tabla se consigna la fecha de inicio de incubación, el número de huevos por nido y el tipo de incubación realizada junto con el equipo empleado, cabe resaltar que para la toma de datos de incubación artificial se usó la

nidada número 1, correspondiente a *Dromaius novaehollandiae* y la nidada número 7 correspondiente a la especia *Vanellus chilensis* con ayuda del equipo de incubación automática Grumbach automatico que permite registrar datos de temperatura y humedad relativa.

Para el procedimiento de crianza en cautiverio y formación de grupos se emplearon las nidadas número 2, 3, 4, 5, 6, 7, con diferente tipo de incubación, las cuales el desarrollo embrionario fue por medio de incubación natural para la nidada 2 (*Chauna chavarria)* e incubación artificial en la incubadora artesanal las nidadas 3, 4, 5, 6 y en la incubadora Grumbach automática se realizó la incubación de la nidada número 7.

7.1 INCUBACIÓN ARTIFICIAL

Como se mencionó anteriormente los siguientes datos corresponden a la incubación de las nidadas 1 y 7 (Tabla 13) de las especies *Dromaius novaehollandiae* y *Vanellus chilensis* respectivamente con el equipo de incubación artificial Grumbcah automático.

7.1.1 Verificación de la postura

En el Emú (Dromaius *novaehollandiae)* se evidencio la postura de los huevos en el mes de julio y en el mes de noviembre. Según los registros la postura en el mes de junio correspondieron a dos huevos y la postura del mes de noviembre correspondieron a 5 huevos, y en *Vanellus chilensis* se reportaron nidadas durante los meses de agosto septiembre y octubre, en los dos casos realizando el procedimiento de verificación de la postura en el mes de noviembre por el método descrito en la metodología (Ver capítulo 6.1.1).

7.1.2 Verificación de la viabilidad del huevo

Confirmar la fertilidad de un huevo de emú es difícil por los métodos convencionales dado que el tono oscuro de su cascaron evita claridad en las pruebas a contraluz (Minnaar, 1998) el comprobar el porcentaje de pérdida de peso diaria del huevo puede indicar la fertilidad de un huevo (Pérez Enciso, 2003) y la supervivencia del embrión, por este motivo se recomienda usar el método de pesaje del huevo (ver capítulo 4; 4.4.5.3) para confirmar la fertilidad en los huevos de emú.

Los huevos de tamaño pequeño como los huevos de la especie *Vanellus chilensis* son más traslucidos que los huevos de emú (*Dromaius novaehollandiae),* esto permite por medio de la ovoscopia verificar la presencia del embrión. Durante todo el tiempo de práctica se verificaron en las nidadas 3, 4, 5, 6 y 7 en tres ocasiones: el primer día de incubación, pasado mínimo cuatro días de incubación y pasado 10 días de incubación. En la Tabla 14 se evidencia los resultados obtenidos con el método de ovoscopia para siendo la de mayor importancia en este procedimiento la nidada número siete (7) debido a los registros que se tomaron en el periodo de incubación.

Tabla 14 Registro del muestreo de ovoscopia en *Vanellus chilensis*

N° DE NIDADA	N° DE HUEVOS	FECHA	OVOSCOPIA	DIA DE INCUBACION	OBSERVACIONES	PROCESO DE GRUPOS	MUERTE
3	1	26/08/16	1	1	Presencia de cámara de aire		En incubación, fisura en la cascara.
		29/08/16	2	4	Aumento de la cámara de aire		
		7/09/16	3	12	Anillo de sangre		
4	3	07/09/16	1	1	Presencia de cámara de aire	Ingresan dos polluelos a la formación de grupos	Murió el ultimo individuo que eclosiono
		12/09/16	2	6	Aumento de la cámara de aire		
		26/09/16	3	20	Desarrollo embrionario		
5	1	9/09/16	1	1	Presencia de cámara de aire		Nació enfermo, muere a los pocos días
		12/09/16	2	4	Aumento de la cámara de aire		
		26/09/16	3	17	Desarrollo embrionario		
6	2	1/10/16	1	1	Presencia de cámara de aire	Ingresan al proceso de formación de grupos	
		6/10/16	2	5	Aumento de la cámara de aire		
		18/10/16	3	17	Desarrollo embrionario		
7	3	16/10/16	1	1	Presencia de cámara de aire	No ingresan a formación de grupos debido a la diferencia de tiempo en edad. Se toman datos de HR y T°	Muere un individuo de patas abiertas, accidente en el sustrato.
		21/10/16	2	5	Aumento de la cámara de aire		
		31/10/2016	3	15	Desarrollo embrionario		

Fuente: Autor, 2016.

Los factores que pueden afectar la incubación son las diferentes temperaturas de almacenamiento tanto en la granja como en la planta de incubación, en el transporte del huevo y el precalentamiento prolongado de los huevos sometidos al medioambiente fluctuante alrededor de “cero fisiológico” (Tullet, 2009).

Aunque en la nidada número siete (7) no se evidencio ninguna muerte embrionaria, cabe resaltar que en la nidada número tres (3) se evidencio la presencia de un anillo de sangre en el último muestreo correspondiente al día 12 de incubación, adicional en la estructura externa del huevo (cascara) se encontró una fisura que posiblemente haya llevado a la muerte embrionaria del individuo en etapa temprana.

7.1.3 Registro de control de Temperatura y Humedad

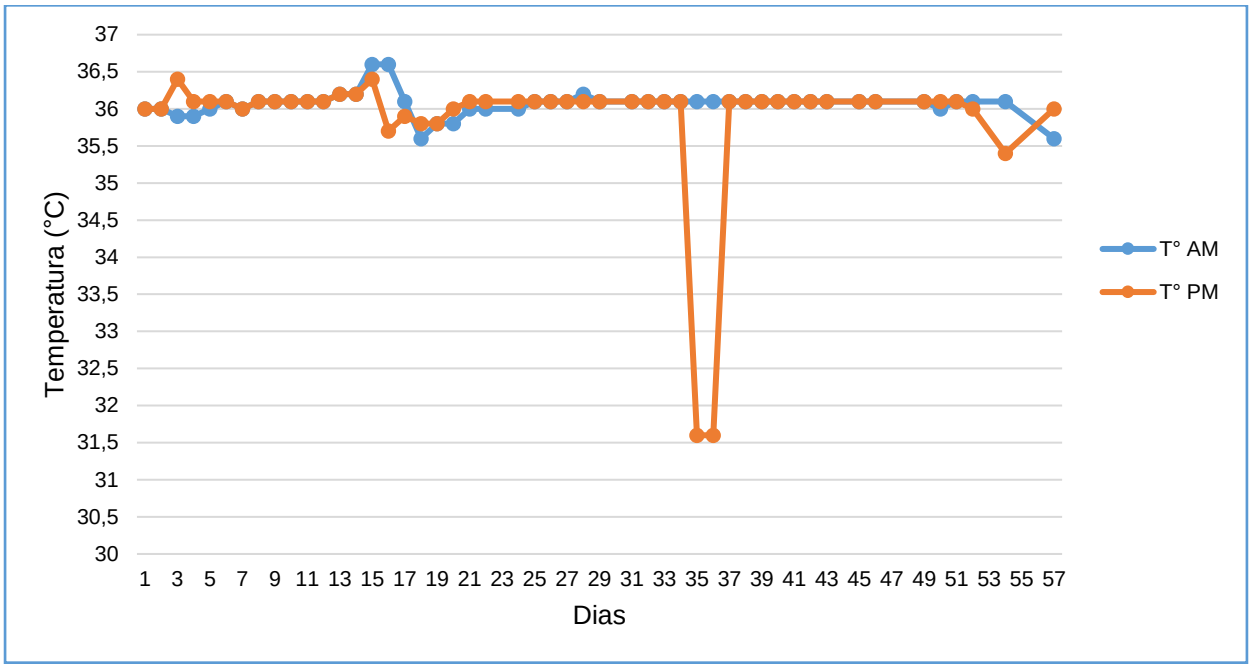
En la Imagen 26 e Imagen 27 se evidencian los reportes de temperatura y humedad relativa que fueron registradas con la incubadora Grumbach automática durante el periodo de incubación para las especies *Dromaius novaehollandiae y Vanellus chilensis.*

- **Incubación en *Dromalius novaellondiae***

Para la incubación de esta especie se tomaron datos de la incubadora Grumbach automática ya que el proceso requiere de mayor tiempo debido al periodo de incubación de los huevos de Emú y control respecto a las variables como temperatura y humedad relativa.

Temperatura: En este caso se evidencian picos muy altos y bajos de temperatura en donde se pudo corregir el error y reestablecer la configuración de la incubadora. Es de gran importancia mencionar que la temperatura a partir del día 54 disminuyó a 35,6 °C para el momento de la eclosión, se esperaron 3 días (día 57) y se procedió a abrir los huevos, donde se observó un evidente desarrollo embrionario avanzado al HH40, pero no había signos de eclosión ni picaje de la cascara y tampoco hubo absorción del saco vitelino.

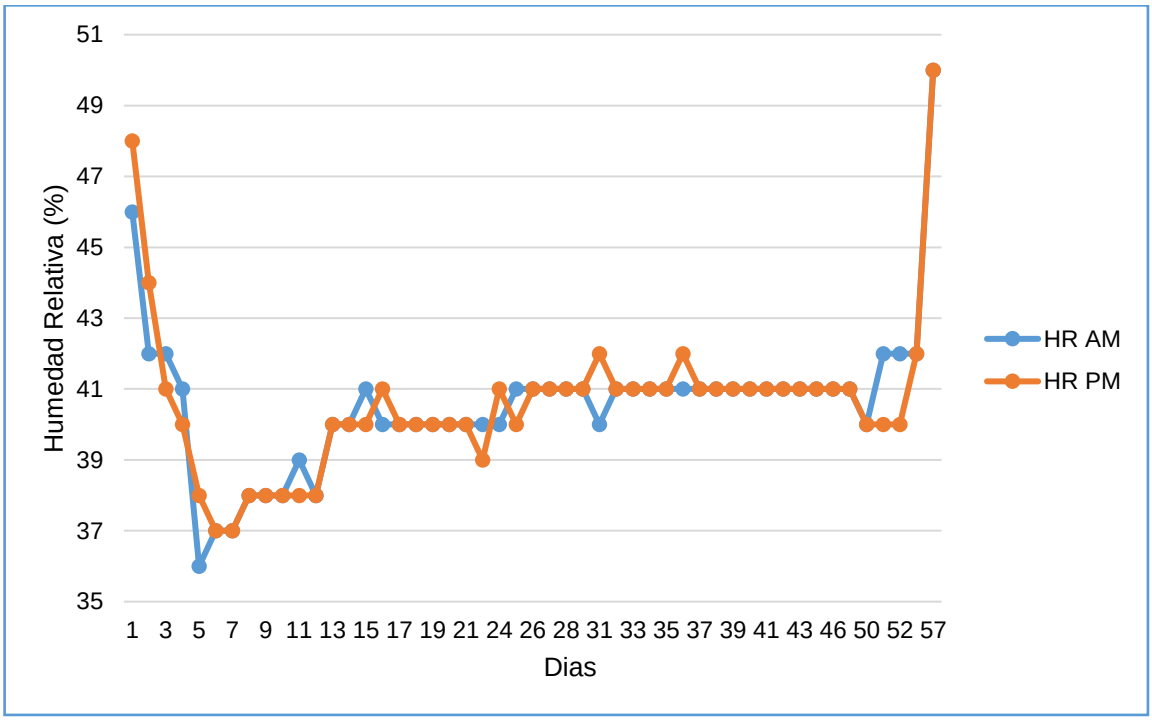
Imagen 26 Temperatura tomada en las horas de la mañana y tarde en la incubación de huevos de Emú.



Fuente: Auto, 2017.

Humedad relativa: La humedad relativa en la incubación de los huevos de emú se aumentó a 40% a partir del día 12 de incubación; al día 51 la humedad relativa se aumentó a un 50% para preparar los individuos al momento de la eclosión y no requieran de un esfuerzo mayor para la eclosión.

Imagen 27 Humedad Relativa (mañana y tarde) en la incubación de Emú



Fuente: Autor, 2017.

El inicio de la incubación se marcó con humedades relativas superiores a 45 % durante el primer día, posteriormente este valor fue disminuyendo hasta el valor mínimo que fue 36% reportado para el día 5 y de nuevo se fue aumentando gradualmente 1% la humedad relativa cada dos días hasta llegar al día 13 con una HR de 40% manteniendo el rango de 40 a 41% hasta el día 50, a partir del día 51 se aumenta el valor a 42% de HR previendo el inicio de la eclosión programada para el día 53, por último se aumenta el día 57 la HR a 50% suponiendo que no les estaba siendo posible nacer por una baja humedad.

El resultado de la incubación de los dos huevos de emú no fue exitoso, ya que se procedió a abrir los huevos el día 57 y se evidencio desarrollo embrionario aproximado al

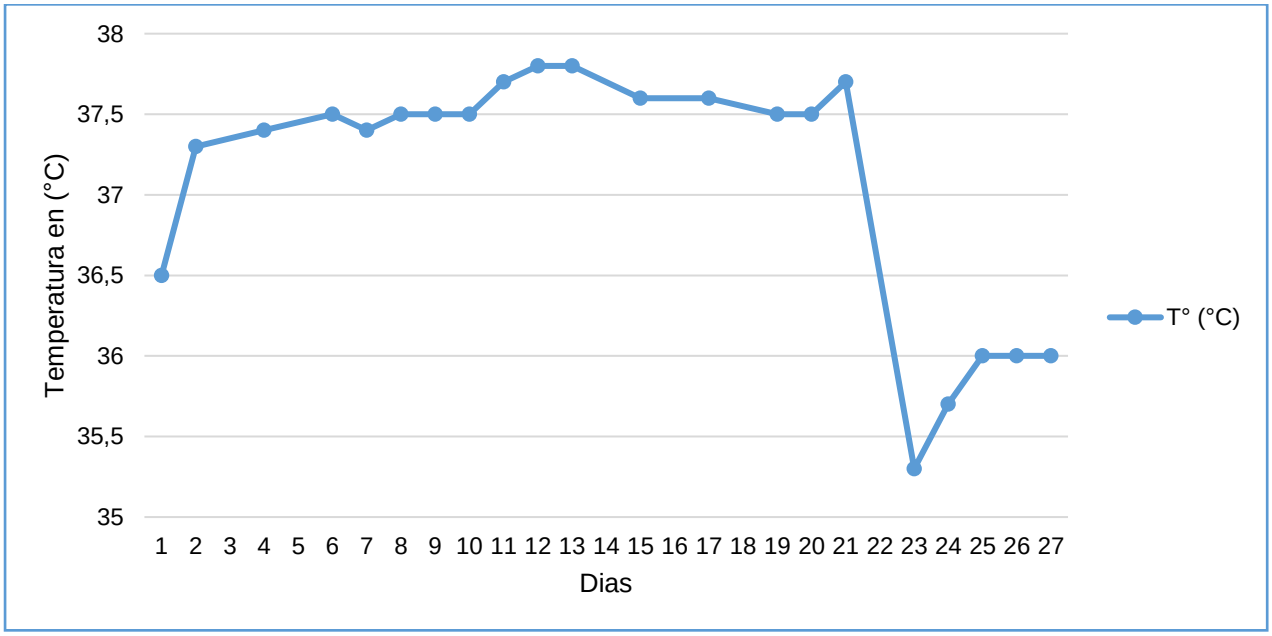
estado HH40 sin absorción del saco vitelino y un embrión de mayor tamaño en comparación con el otro.

- **Incubación *Vanellus chilensis***

Este registro de temperatura y humedad relativa en 3 huevos de *Vanellus.chilensis* se realizó con la incubadora Grumbach automática, se tomaron datos solo una vez al día.

Temperatura: como temperatura inicial se usó 36,5°C correspondiente al día 1, a partir del día 2 hasta el dia 21 se mantuvo al temperatura de 37,3°C a 37,8 °C aproximadamente, se disminuyó la temperatura el día 23 y 24 a 35,3°C y 35,7 °C respectivamente, a partir del día 25 se evidencia la eclosión de los polluelos y se aumenta la temperatura a 36°C mientras sucede este proceso para facilitar el secado de los polluelos hasta el día 27.

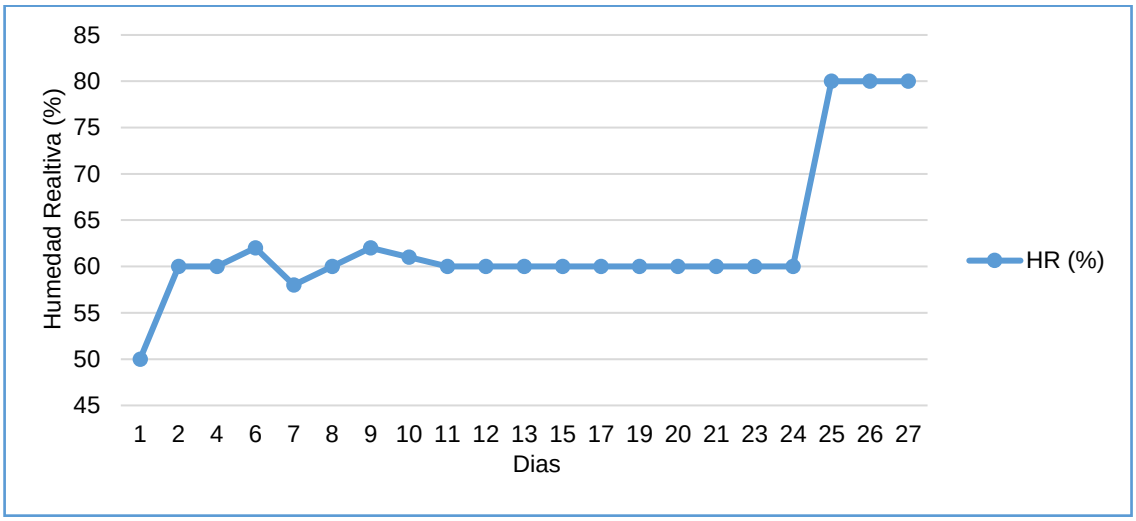
Imagen 28 Temperatura en la incubación de huevos de *Vanellus chilensis*



Fuente: Autor, 2017.

Humedad relativa: para el inicio de la incubación se empleó el 50 % de HR; el día 2 se aumentó a 60% y se procuró mantener este valor hasta el día 24 ocasionándose oscilaciones desde el día 2 hasta el 10. Los días 25, 26 y 27 se aumentó un 20% para ayudar a los polluelos a salir de la cascara humedeciendo el ambiente y evitando que se queden adheridos a ella.

Imagen 29 Humedad Relativa en la incubación de *Vanellus chilensis*



Fuente: Autor, 2017.

El resultado de esta incubación fue la eclosión exitosa de los 3 huevos de *Vanellus chilensis* teniendo un periodo de incubación de 24 días con temperaturas entre 36,5 y 37,8 °C y rangos de humedad relativa entre 50 y 60 % registrando un aumento en la humedad en casos específicos como el día 6, 9 y 10 con datos registrado de 62 % y 61 % sin evidenciar ningún tipo de inconveniente con la fluctuación de las temperaturas y la humedad relativa al momento de la eclosión o la crianza.

Los individuos que eclosionaron en la incubadora Grumbach automática se sugiere que permanezcan como mínimo 24 horas más en esta incubadora para permitir el secado de los pollitos y la recuperación de este proceso; los nacidos en la incubadora artesanal

se transportan a un recinto que provea al polluelo de fuente de calor externa que permita el secado del polluelo y que se tenga un sustrato firme para cualquiera de los dos métodos de secado ya que el proceso de recuperación implica el desplazamiento e incorporación de los individuos en sus dos patas esto evita accidentes en los polluelos.

7.1.4 Nacimiento

De acuerdo con los registros se programa el nacimiento de los individuos, en el cual los *Charadriiformes* eclosionan de una manera muy ágil, por lo general los nacimientos surgen en las horas de la noche, los nuevos polluelos ya se incorporan en sus dos patas y se encuentran exhaustos, se les proporciona una fuente de calor y sustrato firme (cascarilla) para su incorporación al momento de explorar el recinto. Verificar si ha reabsorbido el saco vitelino es de gran importancia ya que ello permite que el polluelo adquiera más fuerza, para ayudar en este proceso se ofrece en el pico unas gotas de suero o agua a temperatura ambiente, pasadas 24 horas del nacimiento se verifica de nuevo la absorción completa del vitelo y se procede a alimentar manualmente si el individuo lo requiere.

7.2 CRIANZA EN CAUTIVERIO

Para el proceso de crianza se tomaron en cuenta los individuos de las nidadas número 4, 5 y 6 de los cuales no todos lograron sobrevivir y únicamente se pudo formar un grupo de 4 individuos de la especie *Vanellus chilensis* correspondientes a la nidada número 4 y numero 6; experiencias con individuos que llegaban al parque en etapas tempranas de desarrollo también enriquecieron el protocolo con datos de crianza como lo fue: dos polluelos de *Burhinus bistriatus,* siete polluelos de *Chauna chavaria*, dos

polluelos de *Forpus conspicillatus,* dos polluelos de *Pitangus sulphuratus,* un polluelo de *Phimosus infuscatus,* un polluelo de *Sicalis flaveola* y un polluelo de *Thraupis episcopus.*

7.2.1 Identificación de la estrategia de desarrollo

Por medio de bibliografía se logró identificar las estrategias de desarrollo a las que pertenece cada especie, ya que es indispensable saber qué tipo de cuidados parentales requiere, en la Tabla 15 se expresa la estrategia de desarrollo para cada especie:

Tabla 15 Estrategias de desarrollo de las 9 especies trabajadas.

ORDEN	NOMBRE COMÚN	NOMBRE CIENTÍFICO	ESTRATEGIA DE DESARROLLO
Charadriiformes	Alcaravan	*Burhinus bistriatus*	Sub- precocial
Anseriformes	Chavarrí	*Chauna chavaria*	precocial
Ratites	Emú	*Dromaius novaehollandiae*	precocial
Psittaciformes	Perico cascabelito	*Forpus conspicillatus*	Altricial
Passeriformes	Bichofue común	*Pitangus sulphuratus*	Altricial
Pelecaniformes	Coquito o Ibis negro	*Phimosus infuscatus*	Altricial
Passeriformes	Canario	*Sicallis flaveola*	Altricial
Passeriformes	Azulejo común	*Thraupis episcopus*	Altricial
Charadriiformes	Pellar común	*Vanellus chilensis*	Precocial

Fuente: Autor, 2017.

7.2.2 Identificación de estado de salud y estado fisiológico.

Si bien este procedimiento le corresponde únicamente al veterinario, es indispensable acudir a él si se nota algún tipo de alteración o anormalidades en el individuo, se sugiere que este proceso sea riguroso teniendo en cuenta el documento de Emergencias de Aves de compañía (Mattiello), ya que allí se detallan los procesos para hacer un examen del paciente paso a paso. No todas las aves tienen el mismo rango de temperatura, se puede evidenciar que los individuos en el momento del nacimiento o la recepción requieren de un acompañamiento de los parentales o el cuidador, en cuanto al suministro de calor.

Se reciben algunas veces individuos desde categoría de neonatos, infantes o juveniles con casos clínicos como miasis, deshidratación, traumatismos entre otros siendo el veterinario el encargado de evaluar las condiciones de los polluelos.

7.2.2.1 Verificación del estado de salud

En la evaluación se observa la condición corporal de los individuos que se encuentran en crianza, ya que este es un factor importante para prevenir cualquier deceso en el lote destinado para formar grupos. Se debe observar el plumaje que se encuentre creciendo en óptimas condiciones que luzca brillante (no húmedo, ni graso) y no se presenten plumas quebradas o desflechadas. Debido a diferentes factores como la nutrición en los parentales, la incubación (fluctuación en la temperatura), factores genéticos, deficiencias nutricionales inherentes al individuo, entre otros, se presentan ciertos aspectos no deseables en un individuo como lo son el raquitismo, las plumas opacas, las patas torcidas, y hasta dificultad al momento de la incorporación del individuo a un grupo debido a su crecimiento tardío, por lo general se pueden evidenciar estos individuos desde el momento de la eclosión como se evidencia en la Imagen 30 teniendo como experiencia que este tipo de polluelos requieren de mayor atención en la crianza.

Imagen 30 Polluelo de *Vanellus chilensis* con problemas plumaje y crecimiento



Fuente: Autor, 2016.

Adicional se debe tener en cuenta enfermedades comunes en individuos neonatos, un ejemplo de esto relacionado con el factor nutricional se expresa en impactación o vaciado inadecuado del buche causado por la fermentación excesiva del alimento, puede ocurrir en *Psittacidos y Anserifomes*

7.2.2.2 Evaluación del estado fisiológico

En este trabajo se realizó una clasificación acerca de los estados fisiológicos en los que se pueden encontrar en polluelos que se reciben para el proceso de crianza (ver capítulo 6; 6.2.2.2).

Imagen 31 Ejemplos correspondientes a estados fisiológicos



Fuente: Autor, 2017.

7.2.3 Indagar acerca de la manutención de estos individuos en cautiverio

7.2.3.1 Comportamiento

- ***Anseriformes***

Se evidencio que son individuos que adquieren comportamientos improntados con mucha facilidad, ya que reconocen al su cuidador y replican comportamientos basados en un estímulo como lo con la ración diaria.

- ***Charadriiformes***

En casos como alcaravanes que son especies clasificadas como semi–altriciales se requiere durante mayor tiempo acompañamiento por parte de los parentales o del cuidador si así lo requiere, dado que estos individuos únicamente hasta que alcanzan un tamaño similar al de los padres emigran de su nido, su alimentación debe ser asistida

alrededor de 4 a 5 semanas, tiempo donde se debe enseñar a cazar y a comer insectos por su propia cuenta.

Imagen 32 Alimentación asistida en *Burhuinus bistriatus*



Fuente: Autor ,2016.

En el caso de especies como *Vanellus chilensis* según reportes salen de su nido pasadas 1 o 2 semanas de eclosionados y logran se más independientes si se encuentra con una pareja o un compañero.

- ***Psittaciformes***

Los psittacidos cuando se encuentra en un estado fisiológico neonatos (sin plumaje, con ojos cerrados) se deben mantener a una temperatura de 39 °C (Estrada Pareja, Marque Giron, & Restrepo Betancourt, 2007) ya que no tienen la capacidad de termoregular. Al ser unas crías altriciales depende el 100% de su cuidador, hasta después de que el individuo emplume y se acostumbre al consumo de la dieta sólida.

- ***Passeriformes***

Como se obtuvo únicamente crías altriciales de *Paseriformes,* pero en estado juvenil, estos individuos están dispuestos fácilmente a consumir alimento asistido (con jeringa). Requieren únicamente de fuente externa de calor en algunos casos donde no se pueden incorporar solos o cuando se han presentado traumatismos, se acostumbran fácilmente al suministro de alimento y se les puede facilitar el aprendizaje de la caza de insectos con ayuda de alimento vivo.

- ***Pelecaniformes***

Debido al estado fisiológico avanzado que se recepcionarón los individuos de *Phimosus infuscatus* se pudo constatar que individuos de 200 gramos con plumas completas, fuerza en sus miembros anteriores entre otras características adultas, no conciben alimentarse por sí solo y el manejo para la alimentación asistida comprende de mucho estrés en comparación con otras especies que logran adaptarse, al recibir alimentación asistida por parte del cuidador es de gran complejidad liberar de nuevo este individuo al medio silvestre ya que no logra consumir alimentos en vida silvestre.

7.2.3.2 Hábitos alimenticios

Según los hábitos alimenticios y los reportes de dietas ofrecidas en cautiverio para neonatos se logró sugerir dietas que se usaron con los polluelos en crianza en relación con la capacidad de adquirir el alimento (líquido o solido), según de la recolección de información se evaluó la aceptación de los ingredientes ofrecidos en la dieta y se evidenciaron casos clínicos particulares respecto al suministro de ciertos ingredientes que por lo general eran muy fermentativos como el huevo o la acelga. En el periodo de

eclosión y a todos los individuos que llegaban al proceso de crianza se estabilizaron proporcionándoles líquidos vía oral, aproximadamente un 5% de su peso vivo, cada tres horas durante el primer día (Gage & Duerr, 2007).

7.2.3.3 Dietas ofrecidas

Según los bajos pesos de los individuos que se emplearon para este estudio (*Forpus conspicilatus* de 7g), se ofrecieron las dietas a todos los individuos *al libitum* con los principales ingredientes que se reportaron en la revisión bibliográfica realizada, según sus hábitos alimenticios, ya que la formulación de una dieta específica para cada individuo varia y presenta resultados muy altos en requerimientos en K/cal /ave/día en comparación con la ración que se debe suministrar.

Debido a los escasos registros de requerimientos nutricionales (TMB y EM) en polluelos se ofreció la “Mezcla para Crianza” suministrada *Al libitum* usando los ingredientes principales que otras instituciones usan en las mezclas para crianza.

El volumen de la fórmula de alimentación manual depende principalmente de la capacidad del polluelo; una regla general es proporcionar a las aves el 10% de peso vivo (PV) en alimento, la frecuencia de alimentación asistida también varía considerablemente entre las especies y la edad, pero está regida principalmente por la motilidad intestinal de los polluelos y las tasas de crecimiento (Gage & Duerr, 2007).

- **Mezcla para crianza**

Para Individuos de los órdenes *Passerifomes, Charadriiformes y Anseriformes* se usó la “Mezcla para crianza”, evidenciando optimas ganancias de peso como lo represento el Chavarrí y los individuos de Taro-taro en la Imagen 34 y la Imagen 35 correspondientes a la ganancia de peso de *Chauna chavaria* y tres individuos de *Vanellus chilensis*.

En la siguiente Tabla 16 se evidencia el porcentaje de los grupos alimenticios utilizados y los gramos de los ingredientes, se determinó por medio del Software libre DietCalc ©2012 que esta “Mezcla para crianza” aporta aproximadamente 57,22 Kcal/g, teniendo en cuenta que para determinar con exactitud este valor es de gran importancia realizar un estudio específico para esta fórmula de crianza.

Tabla 16 Grupos alimenticios de la Mezcla para crianza

GRUPO ALIMENTICIO	% GRUPO ALIMENTICIO	INGREDIENTE	CANTIDAD (g)
FRUTAS	27,00	Papaya	9
		Mango	8
		Banano	10
VERDURAS	29,00	Lechuga	11
		Acelga	8
		Apio	10
PROTEINA	30,00	Huevo	30
SUPLEMENTOS ALIMENTICIOS	14,00	Canapet	3
		Concentrado de Codorniz	11
TOTAL	**100**		**100**

Fuente: Autor, 2016.

En el caso de los individuos de las especies *Sicalis flaveola* y *Thraupis episcopus* se suministró adicional una mezcla de semilla delgada que consta de ingredientes como: Alpiste, semillas de cáñamo, semillas de mijo amarillas, semillas de mijo rojas, mijo amarillo, semillas de mijo blancas, vitaminas amarillas, verdes y rojas, todas estas en un recipiente cerca a la mezcla de crianza a voluntad.

- ***Phimosus infucatus***

Al ingreso de este individuo se le ofreció una mezcla de Truchina (concentrado de trucha) y agua en relación 70 – 30 respectivamente por medio de alimentación asistida con una jeringa directamente pero el individuo no respondía positivamente con el suministro de la dieta. Pasada una semana se implementa una dieta solida observando resultados óptimos respecto al consumo independiente y la preferencia de estos ingredientes, el suministro de agua fue completamente *Al libitum*. La dieta que se suministró al juvenil de *Phimosus infuscatus* que pesaba 150 gramos fue de 60 g equivalentes al 40% de su PV y la capacidad estomacal del individuo ya que se observó que el suministro del 10% de su peso no era suficiente, para la elección de los ingredientes se realizó una revisión bibliográfica en donde los ingredientes persistentes en la dieta fueron carne bovina, la dieta empleada consistía en:

- Pollo crudo y/o carne cruda: 12 Gr, cada 3 horas 5 veces al día.
- Suplemento multivitamínico: 3 gr, espolvoreado sobre la comida una vez al día.

- ***Forpus conspicilatus***

Inicialmente se suministró una papilla a base de agua, nestum, huevo y frutas las cuales causaron fermentación en el buche impidiendo el suministro de alimento en los intervalos de tiempo correspondiente.

Por los inconvenientes causados anteriormente se sugiere una mezcla liquida suministrada de manera asistida; esta mezcla se suministraba cada tres horas con variaciones en los intervalos de alimentación debido a que en ocasiones en ese rango de tiempo no se había vaciado el contenido estomacal rápidamente se proporcionaba 1 ml durante cada intervalo de alimentación, la mezcla consistía de:

- Agua: 5 ml.
- Harina de alfalfa: 2 g.
- Calcio (CaCO3): 0,5 g
- Ensure: 2 g.

Teniendo una buena aceptación por el individuo, se debe procurar que la mezcla contenga un porcentaje mayor de líquido en comparación con lo sólidos, se puede agregar frutas gradualmente después de que el individuo empiece a emplumar por medio de papillas, disminuyendo la proporción de agua en la mezcla, todos los alimentos que se suministren deben ser frescos.

Ninguno de los individuos logró sobrevivir dado que la temperatura no fue la adecuada entre 38° y 40° C (Estrada Pareja, Marque Giron, & Restrepo Betancourt, 2007).

7.2.3.4 Presentación de las dietas

Es de gran importancia reportar la presentación de las dietas ofrecidas y su aceptación ya que esto permite que el consumo sea el adecuado de acuerdo con la biología del animal.

- **Presentación de la dieta para crianza**

Para individuos frugívoros, insectívoros y omnívoros la presentación de la dieta se realizó de la siguiente manera:

Imagen 33 Presentación de la mezcla de crianza



Fuente: Autor, 2016.

- **Papaya**: Sin cascara y sin semillas; trozos cuadrados de 2 cm.
- **Banano**: Sin cascara, trozos de aproximadamente 2 cm por cada lado.
- **Lechuga:** Solo la hoja, cortada en tiras de 3 cm de largo con 1 cm de ancho.
- **Apio**: Únicamente las hojas, sin tallos, cortadas en tiras de 3 cm de largo y 1 cm de ancho.
- **Pollo**: ofrecer únicamente la pulpa de pollo, cocida, cortada en trozos cuadrados de 2 cm por cada lado aproximadamente, se ofrece ocasionalmente.
- **Huevo**: se ofrece con cascara, cocido, cortado en trozos de 2 cm aproximadamente.
- **Concentrado**: se ofrece concentrado de codorniz, granulado.
- **Carbonato de calcio**: en polvo, se ofrece espolvoreado sobre el recipiente de cada individuo, encima del alimento.
- **Canapet**: en polvo, se ofrece espolvoreado en cada recipiente de cada uno de los individuos.

Para la presentación de la dieta de hábitos limícolas como lo es juvenil de *Phimosus infuscatus* se ofrecen los ingredientes de la siguiente manera.

- **Pollo:** Crudo cortado en trozos cuadrados de alrededor de 2 cm, junto a una fuente de agua para facilitar la lubricación del alimento.
- **Carne:** Cruda cortada en trozos cuadrados de alrededor de 2 cm, junto a una fuente de agua para facilitar la lubricación del alimento.

- **Insectos:** se ofrecen la variedad de insectos como, zoophobas, tenebrios, grillos, lombrices escondidos en tierra o harina.

7.2.3.5 Posibles enfermedades nutricionales

Impactación: En neonatos e infantes es indispensable verificar el llenado del buche después de haber consumido la dieta, ya que algunas veces se presenta fermentación que puede resultar en impactaciones en los individuos que le impide vaciar el contenido estomacal con facilidad, por lo general sucede en los *Psittacidos* sin emplumar debido a la implementación de ingredientes nuevos a la dieta (frutas) sin realizar una transición y en *Anseriformes* por la implementación de ingredientes con una alta capacidad fermentativa en la dieta como lo es la acelga, debido a esto se debe proporcionar en pocas cantidades, reportado por Dislich & De Melos Barros en 2014.

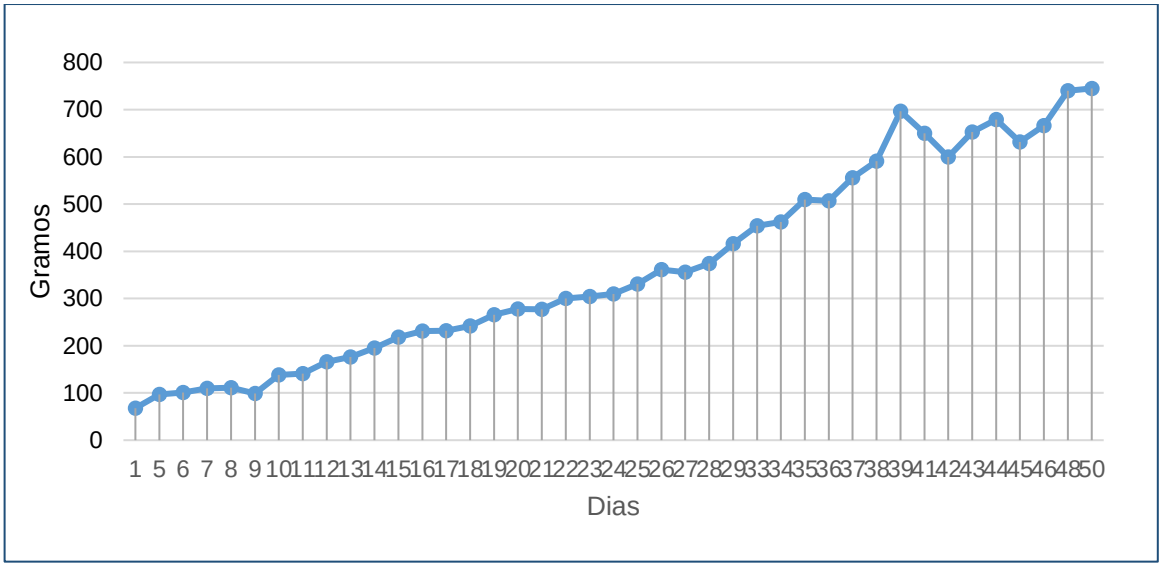
Raquitismo: se puede presentar en ocasiones por la falta de suplementos vitamínicos en la ración diaria de los individuos, también se presenta opacidad en el plumaje o plumaje sucio y atraso en el crecimiento en comparación con otros individuos de la misma especie.

7.2.4 Control de peso y ganancia de peso

Primero se realizaba el pesaje de los individuos todos los días en las horas de la mañana antes de ofrecer la ración diaria, posteriormente se graficó la información, para obtener un peso cerca de lo real se sugiere que los individuos se pesen en ayuno a la primera hora de la mañana. Estos registros de datos se tomaron para un individuo de *Chauna chavaria* y tres individuos de *Vanellus chilensis.*

Chauna chavaria: se tomó el control de peso de este individuo durante 50 días aproximadamente. El manejo de este individuo no causa ningún tipo de estrés en estos individuos cuando son criados a mano, a continuación, se muestra la ganancia de peso durante este lapso.

Imagen 34 Grafica de ganancia de peso de *Chauna chavaria*

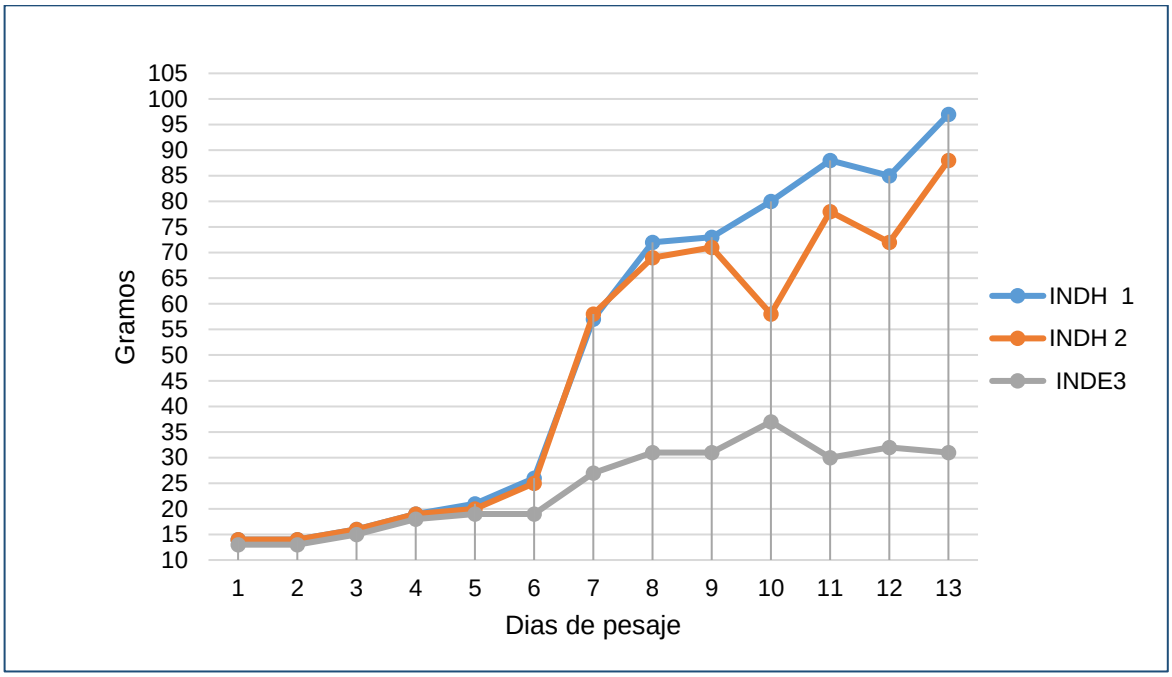


Fuente: Autor, 2016.

Vanellus chilensis

Para este grupo, se tomó los pesos durante 13 días, todos los individuos que eclosionaron pertenecieron a la misma nidada (Nidada N°4) y día de eclosión fue 2, 3 y 4 de Octubre de 2016, en los individuos INDH1 e INDH2 (dos primeros individuos) el acercamiento fue inmediato, mientras que el INDE3 (último individuo) presento una condición extraña en su plumaje, la recuperación del nacimiento en este polluelo fue muy lenta, tardando unas cuantas horas para la introducción al grupo, se podía observar que este individuo no se estaba desarrollando óptimamente bajo las mismas condiciones su plumaje no cambiaba y su crecimiento no era constante.

Imagen 35 Ganancia de peso de tres individuos de *Vanellus chilensis*



Fuente: Autor, 2016.

Como se muestra en la gráfica el polluelo INDE3, obtuvo los pesos más bajos, el sexto día de la toma de pesaje se decidió separar este individuo del grupo debido a que los individuos sanos (IND1 e IND2) agredían al individuo enfermo (INDE3) y no le permitían acceso a la alimentación. El individuo no se observó con mejoría y fallece el día 26 de vida siendo como diagnostico presuntivo la falta de aporte multivitamínico en la ración y problemas desde la incubación o antes.

Los polluelos sanos este mismo día se pasan a un recinto de mayor tamaño, donde se dificulta la manipulación, ya que se pueden lastimar en el momento del pesaje las patas o el plumaje.

7.3 FORMACIÓN DE GRUPOS PARA INTRODUCCIÓN

7.3.1 Reconocer el estado físico

Los individuos que llegaron a estado juvenil fueron 4 individuos (2 grupos diferentes conformados por 2 individuos cada uno) de *Vanellus chilensis,* se verifico condición física y talla ya que un grupo tenía mayor edad en comparación con el otro grupo, entonces se esperó una semana para empezar el acercamiento y cambio de hábitat. Se observó que adquirieron mayor independencia respecto al consumo de alimento y agua, adicional evitaban el contacto con la persona encargada de su cuidado.

Imagen 36 Polluelos de *Vanellus chilensis* (A), transición de plumaje de *Vanellus chilensis* (B.)



Fuente: Autor, 2016.

En la Imagen 36 se evidencian tres juveniles de *Vanellus chilensis* con presencia aun de plumón de neonato y en la imagen 37 (B) se evidencia un juvenil mudando de plumaje.

Cuando los individuos cuenten con el plumaje completo igual al de un individuo adulto y su estado físico se encuentre en óptimas condiciones se empieza a considerar el acercamiento de los individuos entre grupos.

7.3.1.1 Observación del comportamiento antes de los acercamientos

El contacto con las personas encargadas del cuidado de las aves debe reducirse progresivamente aislándolos de fuentes externas de calor, suministrando presas vivas para incentivar la caza, disminuyendo o quitando definitivamente la alimentación asistida y verificado el consumo por cuenta propia, comprobando por medio de estos hechos que el individuo se puede valer por sí solo.

7.3.2 Observación del comportamiento en acercamientos múltiples

El proceso de formación de grupos empezó y culmino con 4 juveniles divididos en dos grupos, se evidenciaron comportamientos agonísticos por la jerarquía del grupo (agresiones, vuelos cortos sobre los otros individuos, vocalizaciones constantes) pero no lesiones durante el acercamiento.

Imagen 37 Interacción entre individuos de la especies *Vanellus chilensis* de diferentes grupos



Fuente: Autor, 2016.

EL procedimiento de unión entre los grupos se realizó de la siguiente manera teniendo como resultado la formación de una bandada conformada por 4 individuos de *Vanellus chilensis:*

- Día 1 a día 7: Se realiza el acercamiento de los grupos con ayuda de cajas de transporte (guacal) donde se podían visualizar todos los individuos a través de la malla durante este tiempo.
- Día 8 a día 14: transcurrido el primer periodo se decide empezar a liberar por turnos las parejas de *Vanellus chilensis* en la jaula de liberación blanda como lo muestra la Imagen 37 donde se observa que realizan vuelos cortos y se acercan a la caja de transporte donde se encontraba el otro grupo sin agredirlos, permitiéndole a cada grupo explorar el recinto aproximadamente durante 4 horas y en las horas de la tarde se ubicaban de nuevo en sus recintos de crianza sin calefacción o fuente de calor externa.
- Día 14 al 21 : Se decide la liberación de los 4 individuos en la “jaula de liberación blanda“ donde se diseñó un pequeño recinto dentro de la jaula sin cobertura superficial con una malla de 60 cm de alto que les permitía refugiarse de otras especies presentes en el recinto, se liberaban siempre los dos grupos bajo supervisión y se evidencio en algunas ocasiones agresiones a través de la malla de acercamiento, se proporcionó a cada grupo la ración de la dieta muy cerca del comedero del otro grupo y agua *al libitum*. Al final del día volvían a su hábitat de crianza y al siguiente día seguía el mismo proceso.

- Día 21: Se empezó a evidenciar desde el día 14 la disminución de las agresiones entre grupos en las horas de la mañana, como ya no era indispensable la fuente externa de temperatura se optó por dejar los dos grupos libres en la jaula de liberación blanda en las horas de la noche, cada grupo tenía a disposición refugios, alimento y agua sin restricción.
- Día 22 al día 28: No se evidencio lesiones ni agresiones interespecificas, ni intraespesificas, el consumo de la dieta se empezó a realizar en el mismo comedero del otro grupo y acercamientos entre el grupo imitando comportamientos de una bandada (caminando en la misma dirección, siempre alertas, interactuando por medio de vocalizaciones).

8 ANÁLISIS DE RESULTADOS

El emú es un ave prolífica con un ciclo reproductivo anual, tanto en la naturaleza como en cautiverio, en la cual la producción de huevos y esperma comienza en el otoño y dura hasta la primavera antes de que empiece la estación seca (Sales , 2007); al igual otros autores reportan la temporada de postura en el mes de noviembre y se extiende hasta marzo (Pérez Enciso, 2003), antes de empezar la época de verano. En este caso las dos posturas de nidos fueron: la primera durante el inicio de la segunda temperada cálida (desde el mes de julio a septiembre) y la segunda a la mitad de la época “fría” (octubre a diciembre) del año en Colombia, con lo anterior se suponer que incuban sus huevos en estas fechas para que su eclosión se de en las épocas “frias” del año.

Al comprobar la viabilidad de los huevos, en la nidada 3 de la especie *Vanellus chilensis* se evidencio durante la tercera visualización la presencia del “anillo de sangre”, este fenómeno se clasifica como el principio de la formación del fluido sub-embrionario

presente los primeros días de desarrollo del embrión (2 - 4,5) si este anillo persiste los siguientes días representa muerte del embrión en esta fase (Tullet, 2009) algunos autores sugieren una corrección en el régimen de temperatura (Sarda , 2009),debido a una alta o baja temperatura en la incubación (Olaya Arboleda, 1998).

Al momento de la incubación de los huevos de *Dromaius novaehollandiae* se tomaron registros de temperatura y humedad relativa; adicional se realizaban 2 tipos de rotaciones al día:

1). Automática cada 2 horas el huevo gira durante 15 min en ambas direcciones; programado.

2). Manual 2 veces al día se giraban 180° en direcciones izquierda y derecha.

Estos huevos cumplieron el tiempo de 52 días en incubación como se reporta por algunos autores (Sales , 2007; Pérez Enciso, 2003), pero no eclosionaron, se procedió a abrir los huevos evidenciando desarrollo embrionario diferente entre los 2 huevos y ambos estaban adheridos a la cascara además de presentar colonias de hongos en las membrana interna del huevo. El desarrollo anormal de un embrión y la mortalidad embrionaria pueden estar asociados a la temperatura o humedad relativa elevadas o deprimidas, giro del huevo inapropiado, contaminación bacteriana o fúngica (Gage & Duerr, 2007), entre otros, siendo los anteriores estos aspectos muy generales se ha reportado un caso donde la disminución en la humead relativa pudo provocar que el embrión perdiera peso, presentara deshidratación y eso resulta en una falta de lubricación para romper la cascara y eclosionar, este embrión se encontró adherido a la cascara, sin absorción del saco vitelino y en avanzado estado de desarrollo embrionario

(Gonzalez Garcia, Porras , & Vargas , 2006) lo que presuntivamente pudo ocurrir con estos dos huevos de emú. Durante la incubación se pierde vapor de agua a través de los poros de la cascara, la velocidad con la cual esta humedad se pierde depende del número y tamaño de los poros (conductividad de gas de la cascara) y de la humedad del aire alrededor del huevo (COBB, 2013). Adicional antes de ingresar al proceso de incubación para huevos de emú se sugiere que se deben almacenar todos los huevos dispuestos a incubar a una temperatura de 60°F (15,5 °C) hasta 7 días con giro diario, y posteriormente se colocan en la incubadora a temperatura de 96 a 97°F (35,5 a 36°C) con una humedad relativa de 43% y un mecanismo de giro regular de cada hora que por lo general se usan temperaturas de incubación de 97,5°F (36,5 °C) (Patel, Kumar, Patel, & Patel, 2015).

Al verificar el estado de salud y fisiológico de todos los individuos en el ingreso a cualquiera de estos procesos, se pudo evidenciar que uno de los factores importantes que pueden contribuir a un estado de desarrollo avanzado polluelos como *Burhinus bistriatus* y *Phimosus infuscatus* está en realizar alimentación asistida al individuo como lo hacen sus padres hasta que alcance casi un tamaño adulto ya que es así su estrategia de desarrollo: sub-precocial o semi-altricial con mayor inversión parental que los polluelos precociales.

El factor nutricional es de suma importancia en la crianza de todas las especies, teniendo en cuenta la calidad de alimento, las proporciones del alimento y de los ingredientes que se ofrece en la dieta, en los casos de *Vanellus chilensis,* se pudo determinar que los polluelos eclosionados de las nidadas 4 (último polluelo nacido) y 5 presentaban una condición anormal desde el proceso de nacimiento, que tal vez se puedan asociar a factores genéticos que en relación con el ambiente se expresaron

condiciones defectuosas y causaron la muerte en estos individuos. La condición de impactación en *Chauna chavaria* que condujo al sacrificio de este polluelo se pudo haber causado por falta de suplementos multivitamínicos, exceso de fruta que pudo causar la fermentación excesiva y terminar en una impactación o la no inoculación de microorganismos por parte de los parentales (Dislich & De Melos Barros, 2014), cualquiera de los casos mencionados u otros factores pudieron influir en la condición de este individuo.

Para el caso de crianza de *Forpus conspicillatus* se indago acerca de la condición de “síndrome de patas abiertas” o “Splay legs”. Esta condición se debe a diferentes causas como: La deficiencia de vitamina B9 ya que algunas ocasiones se ofrecen dietas deficientes en Ácido fólico y esto produce un crecimiento retardado e índice de conversión desfavorable, anemia, debilidad en las plumas, palidez en mucosas y síndrome de patas abiertas entre otras (Sanchez Hidalgo, 2013), el síndrome de patas torcidas en aves se presenta con la pata desplazada lateralmente como si se hubiese “saltado” el tendón aunque en tal caso no hay alteración en la longitud del hueso como sucede en la “perosis”, en este caso el diagnostico presuntivo de “perosis” no es claro ya que su etiología no se descubrió pero se ha podido inferir una susceptibilidad genética que se puede expresar con el cambio de la dieta y variaciones ambientales que son factores que predisponen al individuo a esta enfermedad . El diagnóstico de la enfermedad debe ser preciso ya que se puede confundir con condrodistrofia (perosis) que como sintomatología es el desplazamiento del tendón de Aquiles y grave acortamiento de la longitud de los huesos (Leach, 1979).

Síntomas en aves como: las plumas sucias, sin brillo, desflechadas , la disminución en el crecimiento, evidencia de la quilla son condiciones anormales visibles que se presentan en aves desnutridas, enfermas o parasitadas (Organizacion de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO), 2008), en aquellos individuos que presentaron estas condiciones se aumentó la suplementación multivitamínica, se aislaron de otros individuos que se presumía que los agredían, de esta manera se evidencio mejora por unos pocos días y fallecieron, esta condición se presentó en dos polluelos de nidadas seguidas, último polluelo eclosionado de la nidada número 4 y único huevo de la nidada N° 5.

9 CONCLUSIONES

El Parque Recreativo y Zoológico de Piscilago, por medio de la realización de investigación constante tiene un gran compromiso con la población mundial de conservar las especies presentes en la colección, así como también está comprometido con la conservación de especies nativas, endémicas entre otras, todo ello lo realiza con diferentes estrategias que generan conocimiento al público en general y a la comunidad educativa.

Con este trabajo se logró diseñar los protocolos de incubación, crianza y formación de grupos paras aves presentes en el Zoológico Piscilago y así poder contribuir a las instituciones Zoológicas y de rehabilitación en el conocimiento la manutención de polluelos que comúnmente se reproducen, se crían y se mantienen en cautiverio por diferentes razones en Colombia y en el mundo.

Es indispensable saber que para estandarizar parámetros en cualquier producción o proceso se requieren de mayor numero de muestras para que el margen de error

calculado sea el mínimo, es por ello que no fue posible estandarizar los parámetros de incubación para la especie *Dromaius novaehollandiae* debido a que se obtuvo 2 huevos de la postura y no fue una incubación exitosa ya que hubo diferentes factores como lo fue uno de ellos la fluctuación de la temperatura que se presume pudo inferir en el desarrollo del embrión , pero se registraron datos que aportan al conocimiento de la incubación del Emú en condiciones de cautiverio en el Zoológico de Piscilago en Colombia.

Como se mencionó anteriormente la creación del protocolo permite a la comunidad investigativa, productores o público en general conocer acerca de cuidados básicos y necesarios que permiten lograr llevar a un punto de desarrollo avanzado a un polluelo desde la incubación hasta formaciones de grupos para introducciones en nuevos hábitats, si bien el manejo de todas la especies de aves no es el mismo, se indican los pasos generales en algunas especies que pueden llevar a un avanzado estado fisiológico a un individuo (polluelo), los parámetros de gran importancia para realizar seguimientos en polluelos y neonatos de otras especies son : la ganancia de peso diaria, reportes de consumo aproximado, registro de temperatura ambiente en instalaciones confinadas, calidad y cantidad suficiente de la ración. Los cuidados básicos necesarios importantes fueron: el suministro de calor de fuente externa, suministro de la ración con adecuado aporte nutricional, verificación del comportamiento frente a otros individuos de las mismas especies y de otras especies para el momento de la integración a los grupos.

10 RECOMENDACIONES

- Al verificar la postura, es aconsejable transportar dos o más huevos de la misma nidada, debido a que, si la incubación es exitosa, la crianza de dos individuos es más factible, puesto que el reconocimiento intraespecífico (vocalizaciones, aspectos físicos, entre otros) suele ser de gran ayuda a la hora de la formación o introducción de los grupos.
- Para optimizar factores como tiempo y exactitud en los resultados se sugiere no realizar la visualización a partir del día 1 de incubación ya que no es posible visualizar hasta el día 5 donde se puede observar una red de vasos sanguíneos, y progresivamente se va observando el aumento de la cámara de aire.
- Para observar la viabilidad de los huevos de mayor tamaño, de cascará más dura y oscura como el del Emú, se sugiere utilizar la metodología del pesaje del huevo junto con una balanza analítica de precisión y así se podrá determinar con mayor exactitud la pérdida de peso en el huevo que está relacionada con el desarrollo embrionario.
- Se sugiere por algunos autores que los huevos sean transportados en un sustrato de semillas de pequeño tamaño para evitar que los huevos se rocen entre sí y se presente algún tipo de quiebre en la cascara (Gomez Pina & Valero Perez, 2009).
- La técnica de desinfección sugerida es la de nebulización con amonios cuaternarios ya que no irritan ni son corrosivos (Gomez Pina & Valero Perez, 2009) se podrían usar para la adecuada higiene de la incubadora al momento de introducir huevos nuevos.
- En el momento de transporte o almacenamiento de los huevos se debe tener en cuenta que en este paso no se debe generar ningún tipo de exposición a

precalentamiento que podría originar el comienzo del desarrollo embrionario, es por ello que en huevos de pollo para producción de carne se mantienen durante el almacenamiento y transporte en una temperatura de 24°C (75,2 °F) a este proceso se le llama “temperatura fisiológica cero”.

- Se sugiere cambiar algunas veces la cascarilla de los recintos por tierras y hojarasca y así acostumbrar a los individuos a este tipo sustratos.

- El registro de peso se debe hacer antes de ser alimentados en la mañana y verificar si el individuo ha defecado, ya que estos aspectos influyen el resultado del pesaje.

- Para los huevos de emú, si la postura no es simultanea se aconseja obtener un cuarto de almacenamiento especializado para posturas como lo mencionan algunos autores (Gage & Duerr, 2007).

- Se sugiere que a la mayoría de las crías precociales estén acompañadas de codornices del mismo tiempo de vida o parecido, para que logren aprender ciertos comportamientos y además suplan las necesidades de compañía por ser individuos por lo general gregarios, teniendo en cuenta las proporciones de los acompañantes ya que algunos individuos que se encuentran solitarios desde el inicio es difícil integrarlos a un grupo establecido y posiblemente mueran en el proceso.

- Realizar diagnóstico de enfermedades con implementos como radiografías en el caso de la presunta “perosis” o “síndrome de patas abiertas” que presento el polluelo de *Forpus conspicilatus.*

- Es indispensable contar con un sitio completamente sellado y adecuado para la crianza artificial de aves, con espacio suficiente para las crías, temperatura controlada

con capacidad de brindar la calefacción en la noche y resguardo de riesgos externos, ya que para polluelos altriciales es indispensable la estabilidad de la temperatura ambiente y son posibles presas en sitios abiertos.

- Para la formación de los grupos se deben realizar etogramas de comportamiento animal para realizar un seguimiento exhaustivo del comportamiento de los individuos al momento de la integración y posterior para determinar exactamente qué posición ocupan en la jerarquía del grupo formado.
- Los horarios de alimentación son de gran importancia ya que en algunas especies como los *Psittacidos*, se ha reportado mayor intensidad de actividad de alimentación para este orden en las horas tempranas de la mañana y otro por la tarde (Klasing, Koutsos, Smith, & Woods, 2001), empezando su alimentación 60 minutos después del amanecer y durante tres horas (Levinson, 1995).
- Para individuos que les cause altos grados de estrés al momento del pesaje se recomienda realizar un entrenamiento si es posible, para poder facilitar el trabajo del cuidador y evitar muertes súbitas causadas tal vez por estrés.

11 BIBLIOGRAFÍA

Alarcón Alarcón, A. L., Contreras Vega, A. M., Morales Barragán, Y., & Peña Mendoza, V. (2015). Estadios del Desarrollo embrionario en un Pollo Criollo. Veracruz: Universidad Veracruzana.

Annett, C., & Pierotti, R. (1999). Long-therm reproductive output in western gulls: consequences of alternate tactics in diet choice. 80:288.

Armesto, J. J., Rozzi, R., Martinez, D., Wilson, M., & Sabag, C. (1996). AVIFAUNA DE LOS BOSQUES TEMPLADOS DE SUDAMERICA. En J. J. Armesto, C. Villagran, & M. T. Kallin, Ecología de los Bosques Nativos de Chile (pág. 138). Editorial Universitaria, Santiago de Chile.

Ascencio Ramos, F. G., & Elías Mejía, S. G. (2009). Evaluación de las funciones básicas de una incubadora artesanal con una semi-industrial y la incubación natural. Universidad de El Salvador. Universidad de El Salvador.

Asociación Mundial de Zoos y Acuarios. (2005). Construyendo un Futuro para la Fauna Salvaje. Estrategia Mundial de los Zoos y Acuarios para la Conservación. Berna. doi:3 - 033 - 00427

Aviagen. (2010). Investigación de las prácticas de incubación.

Ávila Reyes, E. A. (2000). Realización de los Procedimientos Operativos Estandarizados de las etapas de Cría y Levante, Producción e Incubación en el Área de Avicultura del Bioterio de Cría. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.

AZA Charadriiformes Taxon Advisory Group. (2014). AVES LIMÍCOLAS (*Charadriiformes*) MANUAL DE MANEJO. Silver Spring.

Badii, M., Rodríguez, E., Ochoa, Y., Landeros, J., & Valenzuela J. (marzo de 2013). Estrategias de Historia de Vida (Life History Strategies). International Journal of Good Conscience (8), 96. doi:1870-557X

Bastos, J. I. (2004). INCUBACIAO ARTIFICIAL E CUIDADOS PEDIATRICOS DE AVES SILVESTRES E ORNAMENTAlS. Curitiba: Universidade Tuiuti do Parana.

Bergtold, W. (1917). A STUDY OF THE INCUBATION PERIODS OF BIRDS. Colorado: Cardon-Harper Co.

Blache, D., Martin, G., & Malecki, I. (2005). Ratites: Biology, Housing and Management. Encyclopedia of aAnimal Science, 763.

Brown, A. F. (1979). The Incubation Book. Saiga Publishing Company.

Carabias, J., Sarukhan, J., De La Maza, J., & Galindo, C. (2010). Conservacion y recuperacion de la Guacamaya Roja. En Patrimonio natural de Mexico.Cien casos de éxito (pág. 52). Ciudad de México, D.F., México: CONABIO; Secretaria de Medio Ambiente y Recursos Naturales.

Carvajal, L. (2009). Principios de reproducción y neonatología en aves psitácidas nativas y exóticas. Memorias de la Conferencia Interna en Medicina y Aprovechamiento de Fauna Silvestre exótica y convencional, 5(1), 36.

Causey, P. (2014). The Pelicaniforms Birds. En Encyclopedia of Ocean Sciences (Vol. 4). U.S.A: Elsevier. Recuperado el 21 de febrero de 2017, de <http://causeylab.uaa.alaska.edu/Pelecaniform.pdf>

Christidis, L., & Boles, W. (2008). Systematic and Taxonomy of Australian Birds. CSIRO Publishing, 148. doi:9780

Cifuentes Valero, P. M., & Real Gómez, C. (2002). Comparación de la efectividad de dos soluciones desinfectantes en el huevo fértil. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.

Climent Peris, S., Sarasa Barrio, M., Munesia Lorda, P., Terrado Vicente, J., & Climent Aroz, M. (2013). Embriología y anatomía veterinaria (Vol. 1). Zaragoza: Editorial ACRIBIA, S.A.

COBB. (1 de 11 de 2013). cobb-vantress.com. Recuperado el 2017, de Guia de Manejo de la Incubadora: https://cobb-guides.s3.amazonaws.com/26b944f0-bcb4-11e6-bd5d-55bb08833e29.pdf

Collados Sariego, G. (1997). El rol de los Zoológicos contemporaneos.

Costa, M., & Jensen, M. (2011). Proyecto Freebirds Guia de Aves. Obtenido de <http://www.freebirds.com.ar>.

Cunninghame, F., Switzer, R., Parks, B., Glyn, Y., Carrion, A., Medranda, P., & Sevilla, C. (2015). Conservando el críticamente amenazado pinzon de malglar: crianza inicial para incrementar el tamaño de la población. Galapagos, Ecuador: DPNG, CGREG,FCD y GC.

Damerow, G. (2010). Guía de la cría de Pollo y Gallinas. Cuidados, alimentación e instalaciones. Barcelona: Editoriales Omega.

De la Cruz, E., Peters, E., Vargas, J., Porras, C., Saad, M., & Wallace, M. (2010). El Cóndor de California Regresa a Mexico. En J. Carabias, J. Saruhan, J. De La Maza, & C. Galindo, Patrimonio natural de México. Cien casos de éxito (pág. 60). CONABIO, SEMARNAT.

De La Peña, M. A. (2011). Observaciones De Campo En La Alimentación De Las Aves. (M. P. AMEGINO", Ed.) Revista De Conservación Biológica Naturaleza, Conservación & Sociedad. doi:1851-6033

Dierenfield, E., & Graffam, W. (1996). Manual De Nutrición Y Dietas Para Animales Silvestres En Cautiverio (Ejemplos Para Animales Del Trópico americano). New York: Wildlife Conservation Society Bronx.

Dislich, M., & De Melos Barros, Y. (2014). Husbandry and breeding of Southern Screamers (Chauna torquata) at the Parque das Aves: Experiences and Challenges. International Zoo News, 61(2), 109-116.

Duran Ramírez, F. (2009). Manejo Nutricional en Aves de Corral. Bogotá: Grupo Latino Editores.

Encyclopedia of life. (2013). Encyclopedia of Life. Obtenido de File: *Phimosus infuscatus*: http://www.eol.org/data_objects/27339528

Espinoza, M., Cipriano, G., Ramírez, Y., Hernández, G., Figueroa, L., Graham, R., . . . Rojas, L. M. (2012). Morfologia Retiniana Y Electrorretinografía De La Dara (*Burhinus Bistriatus*) Y El Alcaraván (*Vanellus Chilensis*), Dos Especies De Aves *Charadriiformes* Con Diferentes Ritmos De Actividad Alimentaria. The Biologist, 10(1).

Estrada Pareja, M. M., Marque Giron, S., & Restrepo Betancourt, L. F. (2007). Effect to temperature and relative humidity on the prodcuctive behaviour and the transfer of heat in broilers. Revista de Ciencias Pecuarias.

Fayad, J. (2003). Cambios del comportamiento como respuesta a la supresión de alimento suplementario en una población semicautiva de *Saimiri sciureus* (mono ardilla). Instituto Argentino de Investigación de las Zonas Áridas. Obtenido de https://www.researchgate.net/publication/26420450_Cambios_del_comportamien

to_como_respuesta_a_la_supresion_de_alimento_suplementario_en_una_poblacion_semicautiva_de_Saimiri_sciureus_mono_ardilla

Fernández, A. (2005). Abundancia relativa de mamíferos silvestres en áreas del Parque recreativo y zoológico Piscilago y en límites con el fuerte militar Tolemaida (Vereda La Esmeralda, Nilo, Cundinamarca). Bogotá.

Fundación ProAves. (23 de 03 de 2017). Fundación ProAves / Conservación. Recuperado el 2017, de http://www.proaves.org/conservacion/

Gage, L., & Duerr, R. (2007). Hand-Rearing Birds. Iowa: Blackwell Publising.

Gallego, L. (2006). Los Cordados: Origen y diversificación. España: Editorial Club Universitario.

Glatz, P. (2014). Alojamiento y manejo de las aves de corral en los países en desarrollo (Incubación y eclosión). Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura.

Gómez Pina, J., & Valero Perez, J. A. (2009). Técnicas de Incubación. Aviornis Internacional.

Gómez Silva, H., Oliveras de Ita, A., & Medellin, R. (2005). *Dromaius novaehollandiae*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. México: Instituto de Ecología, Universidad Autónoma de México.

Gomis, D. (2007). Mulhouse Dietary Manual; Description of the Feeding Regimes Currently in Use. Parc Zoologique et Botanique de Mulhouse, France.

González García, F., Porras, C., & Vargas, J. J. (2006). Artificial Incubation Of The Horned Guan *Oreophasis Derbianus* (Aves:*Cracidae*) Eggs (Vol. 22). Nuevo León, México: Acta Zoológica mexicana.

Goth, A., & Hauber, M. (diciembre de 2004). Ecological approaches to species recognition in birds through studies of model and non-model species. Annales Zoologici Fennici, 41. doi:0003-455x

Grau. (1987). Fertility in bird eggs.

Gutiérrez Zamora, A., Mueses Cisneros, J. J., Ramírez Enríquez, C., & Perdomo Castillo, I. V. (2013). Aves del Valle de Sibundoy, Alto Putumayo, Colombia, Guía de Campo. Mocoa, Putumayo, Colombia: CORPOAMAZONIA.

Hamburger, V., & Hamilton, H. L. (1992). A series of normal stages in the development of the chick embryo. Dev Dyn.

Hermes, J. C. (1996). Extension Poultry Specialists. Raising Ratites: Ostriches, Emu and Rheas. (A. P. Publication, Ed.) Oregon. doi:PNW 494

Hume, J., & Walters, M. (2012). A note on the Passerines. En J. Martin (Ed.), Extinctis Birds (pág. 219). Londres: Bloomsbury Publishing Plc.

IDEAM. (2011). Promedios Climatologicos 1981-2010. Obtenido de http://www.ideam.gov.co/web/tiempo-y-clima/clima

Instituto de Estudios del Huevo. (2009). El gran Libro del Huevo. Madrid: Editorial EVERETS S.A.

Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt. (2016). BioDiversidad 2015. Estado y tendencias de la biodiversidad continental de Colombia. Bogotá-Colombia.

Keirs, R. (1995). Hatching efficiency analysis system Part I. En International Hatching Practice (Vol. 7, págs. 5-19).

Klasing, K., Koutsos, E., Smith, J., & Woods, L. (2001). Adult Cockatiels (Nymphicus hollandicus) Metabolic Adapt to High Proteic Diets. The Journal Of Nutrition, 15.

Koutsos, E. A., Matson, K., & Klasing, K. (2001). Nutrition of Birds in the Order Psittaciformes: A review. Journal of Avian Medicine and Sugery, 257- 275.

Lara, C. E., Montoya, M. D., Mancera Rodriguez, N. J., & Obando, J. M. (2014). Aves de la Universidad Nacional de Colombia Sede Medellín Guía de Campo. Medellín: Universidad Nacional de Colombia Sede Medellín.

Leach, R. M. (1979). La debilidad de las patas (I) Causas geneticas y alimenticias. Arbor Acress Review, 2.

Levinson, S. (1995). The Social Behavior of the White Fronted Amazon Parrot, *Amazona albifrons*, (*Psittaciformes*). California State University.

Londoño Betancourth, J., & Arroyave Jaramillo, E. (2008). Valoración cultural del uso e importancia de la fauna silvestre en cautiverio a partir de la visión de la comunidad educativa de los barrios Edén, El Cardal y Corales del municipio de Pereira, Risaralda. 71. Pereira, Colombia: Universidad Tecnológica de Pereira.

Marchant, S., Higgings, P. J., Ambrose, S. J., & Unión, R. A. (1990). Handbook of Australian, New Zealand & Antartic Birds, Ratites to Ducks. En O. U. Press. Melbourne: Oxford University Press.

Mattiello, R. (s.f.). Emergencias De Aves De Compañía. Argentina: Facultad de Ciencias Agropecuarias-UBA.

Mauldin, J. (1998). Cómo reducir la incidencia de huevos defectuosos en lotes de reproductoras de engorde. Avicultura Profesional, 41, 137-140.

Mayr, G. (2009). Paleogene Fossil Birds: Chapter 8. Charadriformes (Shorebirds and Allies). Alemania: Springer- Verlag. doi:978-3-340-89628.9

Mc Williams, D. A. (2008). Nutritional considerations for captive Charadriiformes (shorebirds, gulls and alcids). Vanier: CAB International.

Melero Asencio, M., Casado Violat, S., Sanchez, J. M., & Vizcano Rodriguez. (2009). Aplicación de la Termografia en la Valoración de la Fertilidad en Huevos de Cernicalo Primilla. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias, 3(2). doi:1988-2688

Ministerio de Agricultura Gobierno de Chile. (s.f.). Criterios Técnicos para la Mantención y Manejo de Fauna en Cautiverio. Santiago de Chile: Ministerio de Agricultura Gobierno de Chile. Recuperado el 19 de 03 de 2017, de http://www.sag.cl/sites/default/files/criterios_tec_mantencion_fauna_silv_cautiverio.pdf

MInisterio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. (2012). Estrategia Nacional Para La Prevención Y Control De Tráfico Ilegal De Especies Silvestres; Diagnostico y

plan de Acción Ajustado. Colombia: Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible.

Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. (2012). Política Nacional para la Gestión Integral de la Biodiversidad y sus Servicios Ecosistémicos (PNGIBSE). Bogotá: Colciencias. Obtenido de http://colciencias.gov.co/sites/default/files/politica_nacional_de_biodiversidad.pdf

Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible. (2016). INFORME DE GESTIÓN. Ministerio de Ambiente y Desarrollo Sostenible, Cundinamarca, Bogotá.

Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Sostenible; ACOPAZOA. (2002). Directrices Generales para la Conservación Ex situ de Fauna Silvestre en Parques y Zoológicos y Acuarios de Colombia. Ministerio de Ambiente, Vivienda y desarrollo Sostenible; ACOPAZOA. Bogotá: Ministerio de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Sostenible; ACOPAZOA. doi:958 - 97978 0 - 6

Minnaar, M. (1998). The Emu Farmer´s Handbook. Texas: Nyoni, Publishing Co.

Mittermeier, R., Myers, N., Thomsen, J., Da Fonseca, G., & Oliveri, S. (17 de 06 de 1998). Biodiversitiy Hotspots and Major Tropical Wilderness Areas; Approaches To Setting Conservation Priorities. Conservation Biology, 12(3), 516 - 520. doi:10.1046/j.1523-1739.1998. 012003516.x

Morales, A., & Sarmiento, D. (2008). Arboles del Bosque Seco Tropical (BsT) en el área del Parque Recreativo y Zoológico Piscilago - Nilo, Cundinamarca. Universidad Autónoma de Colombia, Cundinamarca. Bogotá: Universidad Autónoma de Colombia.

Moreno Velásquez, J. S. (2010). Aves dispersoras de semillas en un remanente de Bosque Seco tropical en la finca Betanci- Guacamayas (Córdoba). Bogotá, Colombia: Pontificia Universidad Javeriana.

Muñoz, F., Valdibia, J., Epiquen, M., Galvez, J., Ullien, L., & MInaya, J. C. (2015). Plan Nacional para la conservación del Cóndor Andino (*Vultur gryphus*). Periodo 2015-2025. Lima, Perú: Servicio Nacional Forestal y de Fauna Silvestre.

Nagai, H., Mak, S. S., Weng, W., Nakaya, Y., Ladher, R., & Guojum. (2011). Embryonic Development of the Emu, Dromaius novaehollandiae. Developmental Dynamics, 162-165.

Naranjo, L. G., & Amaya, J. D. (2009). Plan Nacional de las especies migratorias Diagnostico e identificación de acciones para la conservación y el manejo sostenible de las especies migratorias de la biodiversidad en Colombia. Bogotá: Ministerios de Ambiente, Vivienda y Desarrollo Sostenible; WWF.

Naranjo, L. (1986). Aspect of the biology of the Horned Screamer in Southwestern Colombia. Wilson Bull, 98(2), 243-256.

NatureServe Explorer. (2014). NatureServeExplorer. Obtenido de http://explorer.natureserve.org/servlet/NatureServe?searchName=Pitangus+sulphuratus

Olaya Arboleda, M. A. (1998). Principales factores Pre-incubatorios e incubatorios que afectan la calidad de los pollos de un día: Revisión de Literatura. Bogotá: Universidad Nacional de Colombia.

Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). (2008). Manejo eficiente de Gallinas de Patio. Programa Especial para la Seguridad Alimentaria (PESA), Nicaragua. Italia, Roma: Instituto Nicaragüense de Tecnología Agropecuaria (INTA) : Instituto Nacional de Tecnología (INATEC).

Padilla, F., & Cuesta, A. (2000). Zoología aplicada. España: Diaz de Santos. doi:84-7978-5888-8

Patel, S., Kumar, R., Patel, A., & Patel, M. D. (2015). Importance of Emu and its farming in India. Journal of Livestock Sicence, 86. doi:2277-6214

Peña, M., & Quirama , Z. (2014). Guía Ilustrada Aves Cañón de Rio Porce-Antioquia. Medellín, Colombia: EPM; E.S.P; Universidad de Antioquia; Herbario Universidad de Antioquia. doi:978-958-58296-7-1

Pereira, A., & Amat, J. (2010). Nesting of the double-striped thick-knee (*Burhinus bistriatus*) in a hot enviroment. Ornitologia Neotropical, 150.

Pérez Enciso, Z. K. (2003). Análisis y Propuesta de un Sistema para incubación de Emúes. Huajuapan de León: Universidad Tecnológica de la Mixteca.

Pistone, E., Carezzano, F., & Bee-De-Speroni, N. (2002). Tamaño relativo encefálico e índices cerebrales en Vanellus c. chilensis (Aves: *Charadriidae*). Revista Chilena de Historia Natural.

Portocarrero Aya, M., Corzo, G., & Chaves, M. (2015). Catálogo de Biodiversidad para las Regiones Andina, Pacífica, y Piedemonte Amazónico. Priorización de especies y definición de conservación para las regiones Andina, Pacífica y

Piedemonte Amazónico. Bogotá D.C.: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt - Ecopetrol.

Prada, J. M., Gary Stiles, F., & Cuca, L. E. (2004). Aspectos químicos y comportamentales de las preferencias alimentarias en *Chauna chavaria* L. Acta Biológica Colombiana, 9(2), 95-96.

Randall, B. (1994). Nutrition. En B. Ritchie, G. Harrison, & L. Harrison, AVIAN Medicine: Principles And Application (págs. 73-78). Florida: Wingers Publising. Inc.

Remsen, J., Cadena, C., Jaramillo , A., Nores , M., Pacheco, J., Perez , J., . . . Stiles , G. (2014). A classification of the brid species of South America. (S. d. Colombia, Editor) Recuperado el 10 de septiembre de 2016, de http://www.sibcolombia.net/web/sib/cifras

Renjifo, L. M., Franco Amaya, A. M., Amaya Espinel, J. D., Kattan, G. H., & Lopez Lanus, B. (2002). Libro Rojo de aves de Colombia. Serie de Libros Rojos de Especies Amenazadas de Colombia. Bogotá: Instituto de Investigación de Recursos Biológicos Alexander Von Humboldt y Ministerio de Medio Ambiente.

Ricaurte Galindo, S. L. (2005). Embriodiagnosis y ovoscopia. Análisis y control de calidad de los huevos incubables. Revista Electrónica de Veterinaria.

Richards, M. (1997). Trace mineral metabolism in the avian embryo. Poultry Science(76), 152 - 154.

Robbins, C. T. (1993). Energy Requeriments for Maintenance. (W. F. Nutrition, Ed.) San Diego: Academic Press. Inc.

Rodríguez Prietro, V. (2014). Nuevas apartaciones epidemiologicas y diagnosticas para el estudio de la interacción entre la fauna doméstica y silvestre. Madrid: Universidad Complutense de Madrid Facultad de Veterinaria Departamento de Sanidad Animal.

Rojo, A. (2003). La reintroducción del Cóndor de California en México. Biodiversitas, 12-14.

Ron Castro, D. X. (2015). Diseño y construcción de una incubadora y criadora artificial para huevos de Cóndor Andino. Quito: Universidad de San Francisco de Quito.

Sales, J. (2007). The emu (*Dromaius novaehollandiae*): a review of its biology and commercial products. Avian Poultry Biology Reviews, 1-20. doi:10.3184/147020607X245048

Salinas Melgoza, A. (2005). Ficha técnica de *Burhinus bistriatus*. D.F., México: Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México.

Sánchez Hidalgo, L. (2013). Uso de Vitaminas en pollos de engorde. Agrovet Market Animal Health.

Sarasqueta, D. (1995). Incubación y Cría de Chioques (Pterocnemia *pennata*). Bariloche: Instituto Nacional de Tecnología agropecuaria.

Sarda, R. (2009). La Calidad, Incubación Y Desarrollo Embrionario En Huevos De Gallinas. (I. d. Avícolas, Ed.) Asociación Cubana de Producción Animal (ACPA), 47.

Sarmiento, T. (1992). Desinfección y desinfectantes. 22-24: Industria Alimentaria.

Sauveur, B., & Reviers, M. (1992). Desarrollo embrionario. Reproducción en Aves. Madrid: Mundi-Prensa.

Simmons Diez, B. T. (2008). Contribución A La Prevención De Zoonosis Parasitarias Derivadas De La Introducción Y Cría De Avestruces Y Otras Ratites En España. Madrid: Universidad Autónoma de Madrid. Universidad Complutense de Madrid.

Sistema de Información sobre Biodiversidad de Colombia. (17 de 02 de 2017). SIB Colombia. Obtenido de https://www.sibcolombia.net/biodiversidad-en-cifras/

Terres, J. (1980). The audubon Society encyclopedia of North American Birds. New York.

Tullet, S. (2009). Incubación. Avicol. Obtenido de http://avicol.co/descargas2/RossTechInvpracticas.pdf

Universidad ICESI. (2010). Alcaraván - *Burhinus bistriatus*. Obtenido de http://www.icesi.edu.co/wiki_aves_colombia/tiki-index.php?page=Alcarav%C3%A1n+-+Burhinus+bistriatus

Universidad ICESI. (2010). ICESI, Wikiaves, Periquito cascabelito. Obtenido de http://www.icesi.edu.co/wiki_aves_colombia/tiki-index.php?page=Introduccion

Valle, R. (2000). Mecanismos de defensa de huevo fértil. Bucaramanga: Actualización en Avicultura.

Varela, N. (2000). Nutrición en la Rehabilitación de Animales Silvestres. En 1. C. 2000, & U. d. (URRAS) (Ed.), Fundamentos Sobre Rehabilitación en Fauna Silvestre (pág. 81).

Velásquez, B., Coromoto, Y., & Morales, L. G. (2007). Cuidado Parental, Éxito Reproductivo Y Desarrollo De Los Pichones De Zamurita (*Phimosus Infuscatus*) En Una Colonia Urbana. Maturín: Instituto de Zoología Tropical.

Vera Castro, R. (2008). Comparación Del Impacto Ambiental Generado Por La Explotación Ganadera Y La Zoocria De Avestruces En Un Predio Del Municipio De La Tebaida Quindío. Pereira: Universidad Tecnológica de Pereira.

WAZA. (2015). Cuidando la Fauna Silvestre; Estrategia de Zoológicos y Acuarios para el Bienestar Animal. (D. Mellor, S. Hunt, & M. Gusset, Edits.) 14. doi:978-2-8399-1695-0

Williams, D. R., Pople, R. G., Showler, D. A., Dicks, L. V., Child, M. F., Ermgassen, E., & Sutherland, W. J. (2013). Bird Conservation Global evidence for the effects of interventions (Vol. 2). Exeter: Pelagic Publisher.

Wilson, J. (Julio de 1992). Monitoreo y rompimiento de huevos fértiles. Segundo Seminario Nuevas técnicas en el manejo de reproductoras pesadas. Bogotá: Avícola Colombiana Ltda.

12 ANEXOS

Anexo 1 Control de temperatura y humedad relativa en la incubación de *Vanellus chilensis*

TARO-TARO			
DÍA	FECHA	T° (°C)	HR (%)
1	16/10/2016	36,5	50
2	17/10/2016	37,3	60
4	19/10/2016	37,4	60
6	21/10/2016	37,5	62
7	22/10/2016	37,4	58
8	23/10/2016	37,5	60
9	24/10/2016	37,5	62
10	25/10/2016	37,5	61
11	26/10/2016	37,7	60
12	27/10/2016	37,8	60
13	28/10/2016	37,8	60
15	30/10/2016	37,6	60
17	1/11/2016	37,6	60
19	3/11/2016	37,5	60
20	4/11/2016	37,5	60
21	5/11/2016	37,7	60
23	7/11/2016	35,3	60
24	8/11/2016	35,7	60
25	9/11/2016	36	80
26	10/11/2016	36	80
27	11/11/2016	36	80

Fuente: Ossa Restrepo. Zootecnista de Piscilago.

Anexo 2 Control de temperatura y humedad relativa en la incubación de Emú

TABLA DE CONTROL DE T° Y HR AM Y PM EN INCUBACION DE EMU					
DÍA	**FECHA**	**AM**		**PM**	
		T° (°C) am	**HR (%)am**	**T° (C°) pm**	**HR (%) pm**
1	10/07/2016	36	46	36	48
2	11/07/2016	36	42	36	44
3	12/07/2016	35,9	42	36,4	41
4	13/07/2016	35,9	41	36,1	40
5	14/07/2016	36	36	36,1	38
6	15/07/2016	36,1	37	36,1	37
7	16/07/2016	36	37	36	37
8	17/07/2016	36,1	38	36,1	38
9	18/07/2016	36,1	38	36,1	38
10	19/07/2016	36,1	38	36,1	38
11	20/07/2016	36,1	39	36,1	38
12	21/07/2016	36,1	38	36,1	38
13	22/07/2016	36,2	40	36,2	40
14	23/07/2016	36,2	40	36,2	40
15	24/07/2016	36,6	41	36,4	40
16	25/07/2016	36,6	40	35,7	41
17	26/07/2016	36,1	40	35,9	40
18	27/07/2016	35,6	40	35,8	40
19	28/07/2016	35,8	40	38	40
20	29/07/2016	35,8	40	36	40
21	30/07/2016	36	40	36,1	40
22	31/07/2016	36	40	36,1	39
24	2/08/2016	36	40	36,1	41
25	3/08/2016	36,1	41	36,1	40
26	4/08/2016	36,1	41	36,1	41
27	5/08/2016	36,1	41	36,1	41
28	6/08/2016	36,2	41	36,1	41
29	7/08/2016	36,1	41	36,1	41
31	9/08/2016	36,1	40	36,1	42
32	10/08/2016	36,1	41	36,1	41
33	11/08/2016	36,1	41	36,1	41
34	12/08/2016	36,1	41	36,1	41
35	13/08/2016	36,1	41	31,6	41
36	14/08/2016	36,1	41	31,6	42
37	15/08/2016	36,1	41	36,1	41
38	16/08/2016	36,1	41	36,1	41

TABLA DE CONTROL DE T° Y HR AM Y PM EN INCUBACION DE EMU					
39	17/08/2016	36,1	41	36,1	41
40	18/08/2016	36,1	41	36,1	41
41	19/08/2016	36,1	41	36,1	41
42	20/08/2016	36,1	41	36,1	41
43	21/08/2016	36,1	41	36,1	41
45	23/08/2016	36,1	41	36,1	41
46	24/08/2016	36,1	41	36,1	41
49	27/08/2016	36,1	41	36,1	41
50	28/08/2016	36	40	36,1	40
51	29/08/2016	36,1	42	36,1	40
52	30/08/2016	36,1	42	36	40
54	1/09/2016	36,1	42	35,4	42

Fuente: Ossa Restrepo. Zootecnista de Piscilago.

Anexo 3 Tabla de ganancia de Peso en *chauna chavaria*

Ganancia de Peso *Chauna chavaria*		
DIA	**FECHA**	**GRAMOS**
1	24/08/2016	68
5	29/08/2016	97
6	30/08/2016	101
7	31/08/2016	110
8	1/09/2016	111
9	2/09/2016	99
10	4/09/2016	138
11	5/09/2016	141
12	6/09/2016	166
13	7/09/2016	176
14	8/09/2016	195
15	9/09/2016	218
16	10/09/2016	231
17	11/09/2016	232
18	12/09/2016	242
19	13/09/2016	266
20	14/09/2016	278
21	15/09/2016	277
22	16/09/2016	300
23	17/09/2016	304
24	18/09/2016	310
25	19/09/2016	331
26	20/09/2016	361

Ganancia de Peso *Chauna chavaria*		
27	21/09/2016	356
28	22/09/2016	374
29	23/09/2016	416
33	27/09/2016	454
34	28/09/2016	462
35	29/09/2016	510
36	30/09/2016	507
37	1/10/2016	556
38	2/10/2016	591
39	3/10/2016	697
41	5/10/2016	650
42	6/10/2016	600
43	7/10/2016	653
44	8/10/2016	679
45	9/10/2016	632
46	10/10/2016	666
48	12/10/2016	740
50	14/10/2016	745

Fuente: Autor, 2016.

Anexo 4 Tabla de ganancia de peso en tres individuos de *Vanellus chilensis*

GANANCIA DE PESO DE 3 POLLUELOS DE *Vanellus chilensis*				
DIA	**FECHA**	**INDH 1**	**INDH 2**	**INDE3**
1	4/10/2016	14	14	13
2	5/10/2016	14	14	13
3	6/10/2016	16	16	15
4	9/10/2016	19	19	18
5	10/10/2016	21	20	19
6	12/10/2016	26	25	19
7	20/10/2016	57	58	27
8	21/10/2016	72	69	31
9	22/10/2016	73	71	31
10	23/10/2016	80	58	37
11	24/10/2016	88	78	30
12	26/10/2016	85	72	32
13	27/10/2016	97	88	31

Fuente: Autor, 2016.

Anexo 5. Formato de seguimiento nutricional de casos especiales sugerido

SEGUIMIENTO NUTRICIONAL DE CASOS ESPECIALES

Entidad: _____

INFORMACIÓN DEL INDIVIDUO				
Nombre científico:			**Estado fisiológico:**	
Nombre común:			**Alimentación:**	
FECHA	**W(g)**	**DIETA SUMINISTRADA**	**FRECUENCIA**	**OBSERVACIONES**

Anexo 6. Protocolo de crianza para especies de aves

PROTOCOLO DE INCUBACIÓN, CRIANZA Y FORMACIÓN DE GRUPOS PARA NUEVE ESPECIES DE AVES PRESENTES EN EL PARQUE RECREATIVO Y ZOOLÓGICO PISCILAGO



FUSAGASUGA
2017

Fotografía de la Portada : *Vanellus chilensis* de pocas horas de nacido, 2017 (Autora)

PROTOCOLO DE CRIANZA ARTIFICIAL DE AVES SILVESTRES PRESENTES EN EL PARQUE RECREATIVO Y ZOOLÓGICO PISCILAGO

ANDREA JULIETH BERMUDEZ RODRIGUEZ

UNIVERSIDAD DE CUNDINAMARCA
FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS
ZOOTECNIA
FUSAGASUGA
2017



CONTENIDO

- INTRODUCCIÓN
- OBJETIVO
- CAPITULO 1
  - CONTEXTUALIZACIÓN
  - IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES
- CAPITULO 2
  - INCUBACIÓN
- CAPITULO 3
  - CRIANZA
- CAPITULO 4
  - FORMACIÓN DE GRUPOS
- ANEXOS
- RECOMENDACIONES
- REFERENCIAS

"LA CONSERVACIÓN ES UN ESTADO DE ARMONIA ENTRE LA NATURALEZA Y EL HOMBRE"

ALDO LEOPOLD





INTRODUCCIÓN

Imagen 1. Nidada de *Vanellus chilensis*



Fuente: Autor,2016

La conservación *Ex situ* implica el establecimiento y mantenimiento de poblaciones de especies silvestres en cautividad, al tiempo que se intenta evitar la domesticación. Se utiliza frecuentemente como técnica cuando las poblaciones silvestres se vuelven muy pequeñas, muy fragmentadas o están disminuyendo rápidamente. En este punto, la incubación y crianza artificial de aves silvestres es de vital importancia debido al aumento de las amenazas en su hábitat natural (Williams y otros, 2013).

El Parque Recreativo y Zoológico Piscilago cuenta con más de 400 aves tanto nativas como exóticas que encuentran en el Bosque Seco Tropical un medio adecuado para la incubación y crianza de sus polluelos, adicional a esto, en algunos casos el personal del Zoológico se hace cargo de las crías y las lleva a un estado fisiológico avanzado, para esto se requiere de ciertos parámetros de mantenimiento en incubadora y alimenticios de los que algunos no se tiene reportes concretos en el país. Los criterios técnicos contenidos en este documento reunirá aportes para el proceso de incubación y la crianza de polluelos algunas especies, contemplando requerimientos propios de los diversos órdenes y especies de aves presentes en el Parque Recreativo y Zoológico Piscilago – Colsubsidio, con el fin de obtener una mayor probabilidad de éxito en el crecimiento de las aves.

OBJETIVO



Diseñar un protocolo de incubación, crianza y formación de grupos para nueve especies de aves presentes en el Parque Recreativo y Zoológico Piscilago





CAPÍTULO 1

CONTEXTUALIZACIÓN

Inversión parental

La inversión parental refiere la cantidad de energía, tiempo y recursos gastados en la reproducción, dar nutrimento y cuidar la progenie (Badii, Rodríguez, Ochoa, Landeros, & Valenzuela J, 2013). A continuación se describen algunos tipos de estrategias de desarrollo relacionadas con la inversión parental:

⇒ **Altricial:** Este tipo de desarrollo o crianza implica para los parentales una inversión parental mayor dado que las crías requieren obligatoriamente asistencia de los padres bien se ha para alimentación, termorregulación y otros aspectos de autoabastecimiento, esto se ve estrechamente relacionado con la impresión acústica muy frecuente en taxones de aves cantoras (Goth & Hauber, 2004).

⇒ **Precocial:** Las aves precociales producen neonatos y jóvenes altamente móviles y bien desarrollados según la trayectoria ontogénica donde son capaces de "automantenerse" como por ejemplo: la alimentación y la termorregulación; en estas ocasiones el cuidado de los parentales se limita a ocasiones especificas donde sirve como instrumento para dirigir a los jóvenes a zonas de alimentación lucrativas protegiéndolos aun así de daños sociales o físicos (Goth & Hauber, 2004).

Incubación Artificial

Este proceso tiene como propósito simular la incubación natural de cualquier tipo de ave o animal ovíparo, para ello es necesario reproducir un ambiente parecido al que los padres de un pichón lo realizan, por lo cual se crea una cámara donde se instalan los componentes que puedan imitar los requerimientos para una incubación exitosa (Ron Castro, 2015).

Crianza de aves en cautiverio

El proceso de cría de aves en cautiverio donde aplican técnicas artificiales de propagación para promover el reclutamiento de juveniles en poblaciones silvestres. Esta estrategia ha sido usada para aumentar las poblaciones de aves críticamente amenazadas en todo el mundo, esto proceso conlleva a la recolección de huevos o polluelos silvestres, seguido de la incubación artificial y crianza manual, terminando con la liberación de los juveniles en su lugar de origen (Cunninghame, y otros, 2015). En investigaciones como en el Manual de *Charadriiformes* hacen referencia a la necesidad de investigación en cuanto a incubación, crianza, hábitos alimenticios, ganancia de pesos de este orden en cautiverio y así nutrir a la comunidad investigativa de mas herramientas para la conservación de especies *Ex situ* (AZA *Charadriiformes* Taxon Advisory Group, 2014). Es proceso también puede ayudar a aumentar poblaciones para ser mantenidas en cautiverio.

Imagen 2. Cuidado parental al momento de eclosionar (*Chauna chavaria*)



Fuente: Autor,2016.

IDENTIFICACIÓN DE ESPECIES

Alcaraván

Esta especie está restringida a las regiones tropicales secas de América Latina y al menos en Costa Rica, ya que este se cría durante la época seca del año (Pereira & Amat, 2010). En Colombia se encuentra por debajo de los 500 m.s.n.m. en la Costa Caribe, desde Cartagena hacia el oriente hasta la Guajira y al sur hasta el alto Valle del Magdalena, adicional al oriente de los Andes hasta el sur del meta y el Rio Guaviare (Universidad ICESI, 2010).

Imagen 3. *Burhinus bistriatus* y su polluelo



Fuente: Sandra Sarmiento, 2016

Tabla 1. Taxonomía del Alcaraván

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Burhinus bistriatus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Charadriiformes*
Familia	*Charadriidae*

Fuente: UICN Red List 2017

Emú

El emú es un ave no voladora originaria de Australia; sus principales características consisten en ser un animal terrestre, corredor de alas reducidas y provisto de abundantes plumas, son aves de gran tamaño alcanzando una altura de aproximadamente 2 metros y 45 Kg de peso; su alimentación consiste principalmente en vegetales, insectos raíces y semillas (Padilla & Cuesta, 2000).

Tabla 2. Taxonomía del Emú

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Dromaius novaehollandiae*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Struthioniformes*
Familia	*Dromaidae*

Fuente: Gómez Silva, Oliveras de Ita, & Medellín, 2005

Los nidos los forman en una depresión en el suelo son de color verde oscuro y normalmente contienen de 5 a 15 huevos y los intervalos de postura son de 2 a 4 días pero la eclosión es simultánea, únicamente el macho los incuba y dicho proceso lleva 56 días (Gómez Silva, Oliveras de Ita, & Medellín, 2005).

Los parentales en la producción de huevo de emú necesitan diferentes requerimientos nutricionales, en los cuales se les suministra una ración alta en proteína y micronutrientes para prepararse para el momento de conformar la nidada en las hembras o los machos para el momento de la incubación ya que durante la incubación el consumo se reducirá a un cincuenta por ciento, después de todo este procedimiento se administra una dieta baja en proteína y en energía (Patel, Kumar, Patel, & Patel, 2015).

Imagen 4. Emú



Fuente: Parks Victoria – Parks note,2017

Taro taro

Se conoce como pellar común, gaviota o alcaraván, el patrón general es blanco con negro. Crescata occipital oscura larga y aguda, cabeza y dorso con los hombros verdoso broncíneo. Es una especie muy ruidosa y agresiva, generalmente en parejas o grupos pequeños, de preferencia habitan en potreros y zonas abiertas. Se observa en zonas intervenidas, borde de humedales y agro ecosistemas (Gutiérrez Zamora A., Mueses Cisneros, Ramírez Enriquez, & Perdomo Castillo, 2013), esta ave *In situ* se clasifica como ave carnívora y su preferencia alimenticia es insectívora (Armesto, Rozzi, Martinez, Wilson, & Sabag, 1996; Pistone, Carezzano, & Bee -De-Speroni, 2002).

Imagen 5. Taro– taro



Fuente: Autor, 2016.

Tabla 3. Taxonomía del Taro taro

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Vanellus chilensis*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Charadriiformes*
Familia	*Charadriidae*

Fuente: UICN Red List 2017





Periquito de anteojos

Habita en variados ecosistemas, manchas de bosque, claros con árboles dispersos, áreas cultivadas, desde 200 msnm a 1800 msnm y migran hasta los 2600 msnm (Bogotá), forman bandas ruidosas de más de 120 individuos, su distribución va desde el oriente de Panamá, Colombia y occidente de Venezuela (Londoño Betancourth & Arroyave Jaramillo, 2008). Esta especie perteneciente al orden *Psittacidae* son considerados depredadores de semillas y dispersores de frutas que cumplen con tener semillas pequeñas y abundantes de tal forma que unas pocas, evadan el pico destructor de individuos de este mismo orden pero de mayor tamaño como loros (Moreno Velásquez, 2010).

Imagen 6. Periquito de anteojos



Fuente: Londoño Julia. Obtenido de: http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/19064-Forpus-conspicillatus

Tabla 4 Taxonomía del Periquito de anteojos

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Forpus conspicillatus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Psittaciformes*
Familia	*Psittacidae*

Fuente: Lafresnaye, 1848

Bichofue común

Es un ave robusta con pico corto y fuerte negro, coronilla negra con un parque central amarillo, bordeada por una banda blanca; pecho, vientre y coberteras infracaudales amarillo; cola y alas café oscuro, las remeras extensamente rufas (Gutiérrez Zamora, Mueses Cisneros, Ramírez Enríquez, & Perdomo Castillo, 2013).

Imagen 7. Bichofue Común



Fuente : Sánchez Darío. Obtenido de: http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/16956-Pitangus-sulphuratus

Se distribuye desde el sur de Texas y norte de México hacia el sur a lo largo de las dos vertientes de América Central, y en América del Sur desde Colombia, Venezuela y las Guyanas (al este de los Andes) al sur hasta el centro de Argentina (NatureServe Explorer, 2014), los hábitos alimenticios de especímenes inmaduros y adultos son: carnívoro, frugívoro, insectívoro y piscívoro, cuando los insectos escasean consumen frutas como bayas en el invierno y usan métodos agiles de captura de moscas, pequeños peces y renacuajos (Terres, 1980).





Tabla 5. Taxonomía del Bicho fue

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Pitangus sulphuratus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Passeriformes*
Familia	*Thyrannidae*

Fuente: Universidad ICESI 2010

Ibis negro

Es un ave de tamaño mediano, con un color negro particular por casi todo su cuerpo, además de ser oriunda de Sudamérica. También llamado coquito, su nombre significa ibis oscuro de careta y deriva de las raíces griegas *Phimos* = Cabestro, bozal y del latín *infuscatus* = oscuro (Encyclopedia of life, 2013).

Imagen 8. Coquito



Fuente: : http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/3736-Phimosus-infuscatus

Habita en zonas húmedas y pantanosas, cerca de depósitos de agua dulce y salada.se alimenta de gran variedad de granos y peces, insectos, larvas y moluscos que pueda capturar en el agua.se distribuye en Colombia, Venezuela, las Guyanas, sureste de Bolivia, norte de argentina, Paraguay, Uruguay y sur de Brasil (Peña & Quirama, 2014).

Tabla 6. Taxonomía del Coquito

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Phimosus infuscatus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Pelecaniformes*
Familia	*Threskiornithidae*

Fuente: http://www.eol.org/pages/1049667/details

Canario común

Se encuentra en todo el sur de América hasta el centro de Argentina y en Trinidad. Introducido a Panamá y Jamaica (Peña & Quirama , 2014).

Imagen 9 Canario común



Fuente:Vásquez Guillermo. http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/9864-Sicalis-flaveola

Presenta dimorfismo sexual. El plumaje del macho es amarillo con las plumas de las alas y cola con márgenes contrastantes, lo que hace que se vean un poco más oscuras, el manto es también un poco más oscuro que el macho (Lara, Montoya, Mancera Rodríguez, & Obando, 2014).

Tabla 7. Taxonomía del Canario común

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Sicalis falveola*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Passerifomes*
Familia	*Thraupidae*

Fuente: Guía Ilustrada Aves Cañón de rio Porce. Peña & Quirama, 2014.

Azulejo

Común en amplio espectro de ambientes. Todo tipo de áreas abiertas con árboles o arbustos, jardines patios y chagras, bosque con crecimiento secundario y bordes de bosque, su distribución va desde México hasta el norte de Bolivia y Brasil, por debajo de los 2600 msnm (Gutierrez Zamora, Mueses- Cisneros, Ramírez Enríquez, & Perdomo Castillo, 2013).

Tabla 8. Taxonomía del azulejo

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Thraupis episcopus*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Passerifomes*
Familia	*Thraupidae*

Fuente :Universidad ICESI 2010

Se distribuye desde el este de México hasta en oeste de Perú, norte de Bolivia y Amazonas brasilero, también en Trinidad y Tobago. Ave bien adaptada a ambientes urbanos, bastante vocal y activa. Generalmente en grupos cuando forrajea, se alimenta de flores, insectos y frutos, incluso de comederos artificiales (Peña & Quirama , 2014).

Imagen 10. Azulejo



Fuente::Rampersad Taram. Obtenido de: http://naturalista.biodiversidad.co/taxa/10295-Thraupis-episcopus

Chavarrí

Perteneciente a la familia *Anhimidae* que reúne tres especies distribuidas en zonas húmedas de Sudamérica; *Anhima cornuata, Chauna chavaria y Chauna torquata*. Son de hábitos comúnmente monógamos, no se evidencia dimorfismo sexual y la incubación de los huevos y crianza de los polluelos es compartida; los huevos se han reportado con apariencia oval y peso aproximado de 149,9 gr en vida silvestre; según reportes en 1939 por Stonor en “Notes on the breeding habits of de Common Screamer *Chauna torquata”*, la incubación no empieza hasta que la postura este completa con un periodo de incubación de 40 a 47 días (Naranjo, 1986).

La manutención de individuos de *Chauna torquata* en cautiverio se ha suministrando alrededor de un 2-3% PV (Ministerio de Agricultura Gobierno de Chile), con un recinto teniendo como sustrato césped verde y fresco como parte de forraje aportado a la dieta y ofrecimiento de la dieta 1 vez al día con cantidad aproximada de 2.7 a 4 Kg, se suministra adicional Galli 16 Pellets : con 16 % de PC; Relación Ca: P- 1.81:1 (Gomis, 2007), reportes más recientes han suministrado a individuos de esta misma especie (*Chauna torquata*), hojas verdes picadas ,pellets de pollo, comida de perro humedecida suplementos multivitamínicos con mezcla de frutas como papayas y plátanos que son fácilmente aceptados en dicho establecimiento "Parque da aves" (Dislich & De Melos Barros, 2014).

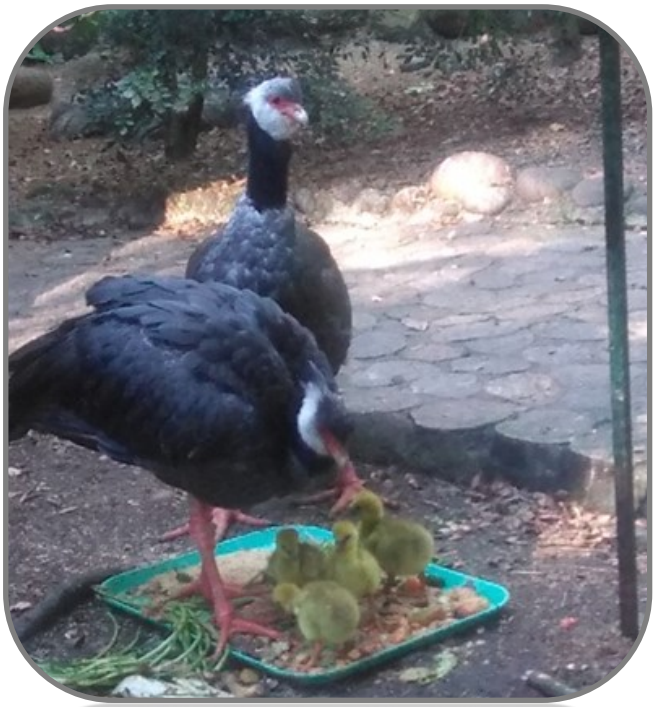
Tabla 9. Taxonomía del Chavari.

TAXONOMÍA	
Nombre científico	*Chauna Chavaria*
Reino	*Animalia*
Filo	*Chordata*
Clase	*Aves*
Orden	*Anseriformes*
Familia	*Anhimidae*

Fuente :UICN, 2017.

Las poblaciones *in situ* de esta especie se encuentran en zonas asociadas a vegetación palustre y zonas de inundación como lo es en el rio Magdalena, se ha identificado como una especie estrictamente herbívora o de hábitos herbívoros especializados (Prada, Gary Stiles, & Cuca , 2004).

Imagen 11. Parentales y crías de *Chauna chavaria*



Fuente::Autor, 2016.

Imagen 12. Polluelo de *Chauna chavaria*



Fuente: Autor, 2016.





CAPÍTULO 2



INCUBACIÓN

Según el "Libro de incubación (The incubación Book)" (Brown, 1979) el éxito de la eclosión está en tener los equipos adecuados y los conocimientos en las variables como temperatura, humedad, rotación del huevo entre otros. Por medio del método tras luz, se puede verificar si existe algún tipo de desarrollo embrionario.

A continuación se describe el proceso de incubación artificial que se debe tener en cuenta en el Parque recreativo y Zoológico Piscilago.

1- Verificación de la postura

Todos los días se debe realizar un recorrido por cada uno de los recintos verificando la presencia de huevos en los nidos de las aves que comúnmente tienen nidadas, bien sea en el piso o en la periferia de todo el recinto y se toma registro en la bitácora. Es importante que el tamaño de la nidada sea mayor a 2 huevos, dependiendo de la especie se recolectan los huevos ya que en especies pequeñas el intervalo de tiempo de postura son unas pocas horas o hasta 2 días (*Vanellus chilensis).* Se puede recoger toda la nidada, en caso de que el número de huevos supere a dos huevos, se toman dos huevos para incubación artificial y se deja uno con los parentales; en comparación con especies de mayor tamaño (*Dromaius novaehollandiae)* el intervalo de postura es de 5 o 6 días, donde se espera como mínimo dos huevos para llevar a incubación.

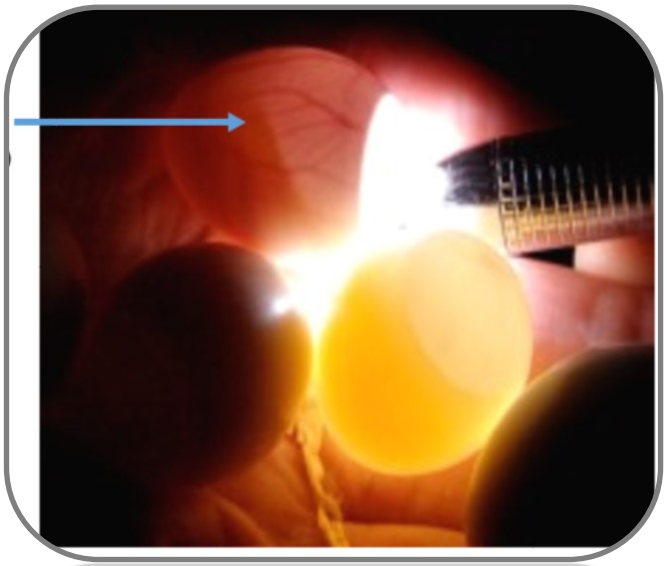
2- Comprobar la viabilidad del huevo

Se sugiere utilizar estas dos metodologías para verificar la fertilidad del huevo:

Ovoscopia o Método trasluz

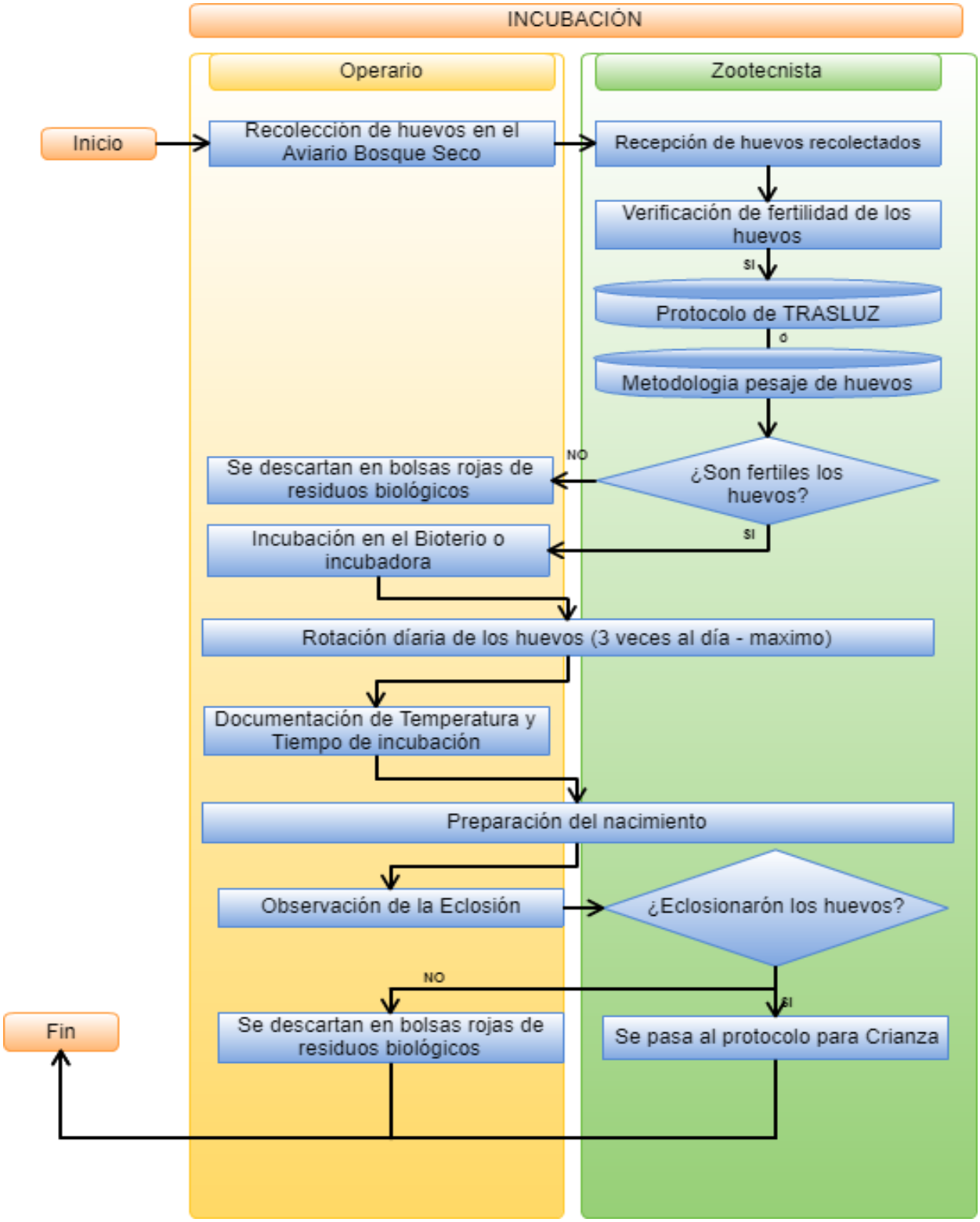
Al usar el método de ovoscopia los huevos fértiles muestran un crecimiento del tamaño de la cámara de aire, el sistema sanguíneo y del embrión (Vera Castro, 2008),por medio de un haz de luz que atraviesa el huevo sin romperlo; este método permite observar lo que sucede en el interior del huevo (Ricaurte Galindo, 2005).
La visualización se puede realizar con diferentes implementos como los son un ovoscopio (Instituto de Estudios del Huevo, 2009) o con una linterna de luz fuerte en un lugar oscuro; el huevo se gira suavemente y el haz de luz debe estar situado justo en la cámara de aire ubicada en el polo obtuso del huevo e ir girando suavemente, esto se puede hacer con cualquiera de los dos implementos (ovoscopio o linterna) allí se definirán: los embriones de muerte muy temprana y los huevos infértiles ya que ellos no presentan desarrollo embrionario y tienen una apariencia clara, los embriones muertos durante la primera semana presentan un anillo de sangre, o un retículo de vasos sanguíneos en etapas escalonadas de desarrollo que son visibles a través del cascarón, los embriones vivos en una etapa avanzada y los embriones muertos se adhieren al cascaron cuando se gira el huevo (Wilson, 1992).

Imagen 13. Ovoscopia. Huevo fértil (flecha), huevo claro (parte inf. Derecha).



Fuente: HARI; Hagen Aviculture Research Insitute; Marck Hagen/ Adaptado 2017

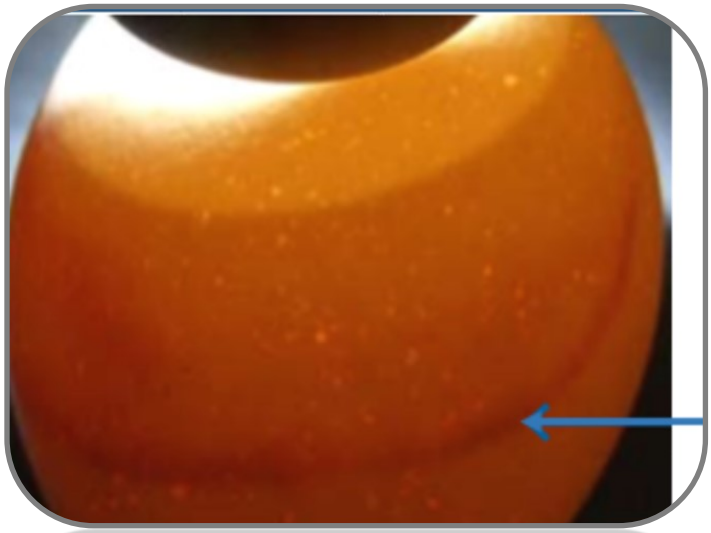
Imagen 14. PROCEDIMIENTOS PARA INCUBACIÓN Y RESPONSABLES EN CADA PROCESO



Fuente : Autor, 2017.

El método de ovosocopia se sugiere que se realice el día 5 (donde se presenta irrigación sanguínea) al día 12 y días antes de la eclosión sin realizar muchos movimientos girando el huevo ya que esto puede desubicar al polluelo.

Imagen 15. Ovoscopia de huevo con "Anillo de Sangre"(flecha), muerte embrionaria temprana.



Fuente : Avigen, Reproductoras Ross Tech en Investigación de las prácticas de incubación 2010

Metodología de pesaje del huevo

Comprobar el porcentaje de pérdida de peso diaria puede indicar la fertilidad de un huevo, estos datos ayudan a mejorar el uso del equipo para la incubación. La pérdida de peso es un factor que depende del desarrollo del huevo, no es algo que el embrión pueda controlar, por lo tanto el es de gran importancia evitar variaciones de humedad relativa y temperatura (Pérez Enciso, 2003).

- El huevo se pesa en una balanza de precisión con un error de +/- 0.001 g.
- Calcular el 15 o 16 % del peso total de huevo, se debe tener en cuenta la pérdida de peso en porcentaje de la especie a trabajar ya que no siempre son los mismos valores de % de pérdida de peso.
- Dividir el resultado de **b** (paso anterior) por el número de días que han transcurrido hasta que el embrión irrumpe el espacio aéreo y comienza a respirar.

Este resultado será la perdida ideal de peso por día a lo largo del periodo de incubación. Si el huevo pierde demasiado peso se debe aumentar la humedad relativa en la incubadora y viceversa, solo funciona para las especies que no manejan fluctuaciones de temperatura en la incubación (Gómez Pina & Valero Pérez, Técnicas de Incubación, 2009).

La pérdida de humead por parte del huevo es esencialmente constante durante todo el tiempo al final de la incubación, permitiendo calcular el total de gramos perdidos al final de la incubación o en un día determinado de la incubación (Mauldin, 1998) siendo la perdida normal de humedad durante la incubación de un 12 a 15% (Keirs , 1995).

3- Transportar los huevos

Huevos fértiles

Al verificar la nidada y el tamaño de la misma se procede debe realizar el transporte a la incubadora, siempre con guantes de látex y un recipiente que contenga papel absorbente o cualquier material aislante de la baja temperatura posteriormente se introducen los huevos de la misma manera en que estaban en el nido (sin girar).

Huevos infértiles o con muerte embrionaria

Del mismo modo protegiendo al resto de los huevos y al profesional que está a cargo, se debe usar guantes de látex, tapa bocas y llevar directamente a la bolsa de residuos biológicos, sellado con cinta, rotulado y por ultimo almacenar en el refrigerador del área de la clínica.

4- Introducir a la incubadora

La incubadora debe estar limpia y desinfectada, libre de patógenos como hongos o bacterias que puedan llegar a perjudicar al embrión, al igual





Imagen 16.Transporte de huevos de *Vanellus chilensis;* Nido (izq); Recolección de huevos (centro); Incubación (derecha).



Fuente : Autor, 2017.

que el huevo que ingresara, siempre se manipulan todos los huevos con guantes de látex y tapabocas y deben ser desechados una vez se revise los huevos, las veces que sea necesario se deben cambiar estos implementos. Se introducen los huevos en la misma posición en que se encontraban en el nido el día de la recepción, todos los huevos se marcan con un lápiz negro y se les asigna un número determinado y una flecha indicando la posición inicial y así saber cuándo se realizó el volteo.

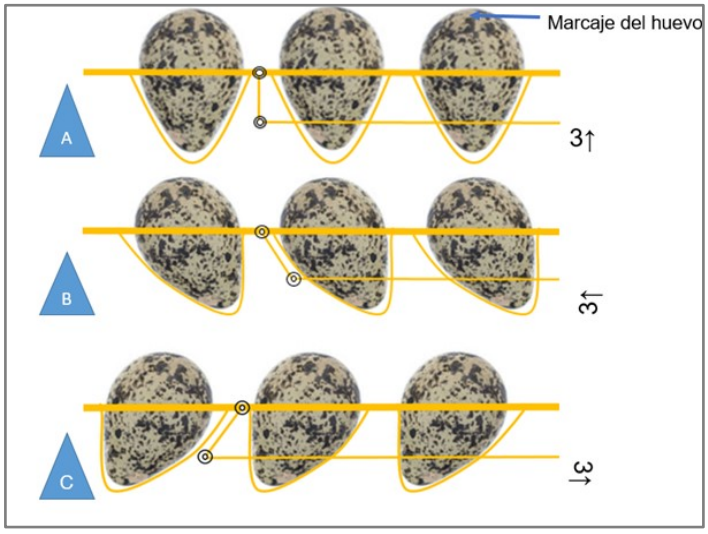
Principales agentes contaminantes

Las *Pseudonomas* y una combinación entre enterobacterias y estreptococos, causan bajas de la incubabilidad de los huevos contaminados así también bacterias como: *Proterus mirabilis, Staphilococcus aureus* y el grupo D de *Streptococcus* son más efectivas en sus efectos sobre la incubabilidad reduciéndola a cero, mientras que microorganismos como *Micrococcus sp,* tiene efecto menor; *Escherichia coli* y *Enterobacter aerogenes* también tienen una marcada consecuencia sobre la incubabilidad (Valle, 2000).

Huevos de tamaño pequeño

Todos los huevos se marcan con un lápiz asignándole un numero en la parte del polo obtuso o parte más ancha del huevo y es ideal si se logra marcar donde está situada la cámara de aire. Su posición en la incubadora artesanal con capacidad para 42 huevos puede ser vertical indicando que la cámara de aire quede en la parte superior. En la incubadora Grumbach su posición será horizontal, el polo obtuso del huevo quedara al mismo nivel del polo agudo el cual le permitirá girar con vueltas completas sobre el mecanismo de giro automático en la incubadora.

Imagen 17. Posiciones de los huevos en la Incubadora artesanal para huevos pequeños; Mecanismo de inclinación (45°) en incubadora artesanal; A: posición inicial en la incubadora; B: Posición de inclinación 45° a la izquierda; C: Posición de inclinación 45° a la derecha



Fuente : Autor,2017.





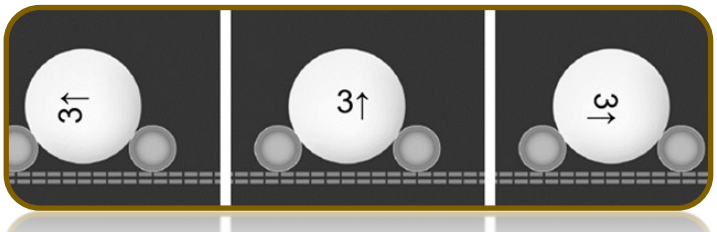
Huevos de mayor tamaño

Se marcan con un lápiz asignándole un número y como estos huevos se pueden tener en forma horizontal respecto a que el polo obtuso y el polo agudo queden al mismo nivel (incubadora Grumbach /Lyon), se indicara al lado del número una flecha indicando hacia arriba o la posición inicial , ya que esta nos indicara cuando hubo volteo y hacia qué lado debe quedar situado el huevo al final del día. Los huevos de mayor tamaño no logran girar 360° aunque un volteo de 180° ha tenido buenos resultados para la incubación de Emú, es por ellos que ocasionalmente se realiza el volteo manual.

5- Rotar los huevos en la incubadora

La incubadora Grumbach automática posee un mecanismo de rotación de los huevos, el cual es girar durante 15 minutos cada dos horas. Los huevos de mayor tamaño alcanzan a girar 180° hacia la derecha y 180° hacia la izquierda, para ello es importante realizar un giro manual diario. Este proceso de girar los huevos de especies grandes se sugiere que se haga dos veces al día máximo tres, este procedimiento se realizara suavemente hacia la dirección que corresponda, se toma nota de que en dirección se giró y a qué hora, para que al finalizar la supervisión todos los días se incorporen en su orientación original, para al próximo día repetir el proceso. Procurar que el mecanismo de giro automático de la incubadora no deteriore las chalazas en huevos pequeños debido a intensidad de giro, ya que por el tamaño darían un número mayor de vueltas en huevos pequeños y podrían dañarse algunas partes importantes del embrión.

Imagen 18. Giro 180° de los huevos de gran tamaño en incubadora Grumbach automática. Imagen central corresponde a posición inicial y final.



Fuente : Adaptado de Handbook Incubation, 2017.

6- Registrar control de Humedad Relativa y de Temperatura

Todas las incubadoras tienen una temperatura específica, bien sea predeterminada o graduada manualmente, en este caso se deberá tomar la temperatura y la humedad de la incubadora Grumbach automática 2 veces al día (en la mañana y en la tarde), posteriormente se registrará en el formato de control y firma quien realizó di-

Tabla 10. Reportes de incubación artificial (HR y T°) en *Dromaius novaehollandiae* y *Charadriiformes*

REPORTES PARA INCUBACIÓN DE *Dromaius novaehollandiae* y *Charadriiformes*							
ESPECIE	N° HUEVOS POR TEMPORADA	TIEMPO DE POSTURA	TIEMPO DE INCUBACIÓN	TEMPERATURA DE INCUBACIÓN (°C)	HUMEDAD RELATIVA (%)	W PERDIDO DURANTE LA INCUBACIÓN (%)	REFERENCIA
Dromaius novaehollandiae	Más de 40	120 días	52	36	30		(Pérez Enciso,
			50 -52	36,1-36,4	25-40	10 - 15%	(Gage & Duerr, 2007)
Charadriiformes		120 días aprox.	24 - 30	37,5	40-50		(AZA Charadriiformes Taxon Advisory Group, 2014)

Fuente : Autor, 2017.

cha actividad, también se reporta si hubo rotación de los huevos. La temperatura óptima aplicada dependerá del tipo de incubadora, la edad de los embriones, además de la especies de que se trate (Gómez Pina & Valero Pérez, 2009) ya que no todas manejan el mismo rango de temperatura y humedad en diferentes estadíos del desarrollo embrionario.

7- Nacimiento en incubadoras

En este paso se verifica por el método a tras luz en qué posición se observa el embrión, según la bitácora se calculara los días aproximados al nacimientos y en algunas especies no es necesario rotar el huevo en la última fase de desarrollo embrionario, ello indicara cuando está cercano a eclosionar, en este momento del polluelo no se debe interrumpir en el proceso de eclosión, picaje y movilización hasta cuando sea necesaria la intervención del profesional para contribuir a la eclosión completa del individuo, solamente se puede sacar un polluelo del huevo si el saco vitelino y los vasos sanguíneos se han retraído, de lo contrario los polluelos pueden morir desangrados o romper el saco vitelino prematuramente (Gómez Pina & Valero Pérez, 2009).
En este procedimiento se sugiere preparar las cajas plásticas con la cascarilla, verificando la inocuidad del sustrato, que no se encuentre con humedad ni sucio.

Imagen 19. Nacimiento de Chauna *chavaria* en nacedora



Fuente :Alexander P.R & Netto Armando - ZooParque Itatiba

Se debe tener una fuente de calor externo que permitirá a los individuos termoregular mientras se recuperar del proceso de eclosión; también se cuenta con una pesa analítica con capacidad de pesar hasta 1 kg y de sebe contar con una que pese en mayores unidades.

Los implementos para el cuidado apropiado para polluelos precociales y altriciales son los siguientes:

- Pinzas mosquito par alimentación con invertebrados.
- Jeringas de 1 ml para suministro de papillas o hidratar en caso de que se rehusé al procedimiento.
- Goteros.
- Suero cuando ya es más común el manejo de la alimentación.

Nacimiento de incubadora artesanal e incubadora Grumbach/ Lyon

Con el método a continuación se evitan accidente con los polluelos ya que no hay mayor factor de riesgo en la caja plástica y se debe contar con un sustrato suave pero firme.Se disponen usualmente los individuos en una caja plástica para el secado , con sustrato de cascarilla de arroz y una fuente de calor externa (bombillo de 100 watts), donde se espera aproximadamente 2 días a que los individuos que pasan por esta fase se incorporen en sus dos patas y su comportamiento estuviese más alerta.

No usar sustratos lisos (foamy, superficies esmaltadas o pintadas) ya que pueden ocurrir accidentes con los polluelos debido a que se pueden resbalar y se pueden presentar accidentes (síndrome de patas abiertas), se deben usar sustratos suaves pero firmes como la cascarilla de arroz , papel absorbente ,etc.
Cabe resaltar que en algunos sitios cuentan con una nacedera la cual el polluelo eclosiona allí y se mantiene hasta que sus funciones vitales sean mas desarrolladas.

Preparación del recinto

Crías altriciales

Para las crías altriciales en estado neonato se procura que los movimientos sean reducidos, como se observa en la Imagen 19, donde se encuentra la cría de *Forpus conspicillatus* en un recipiente higiénico que tiene la capacidad de limpiarse, como sustrato usa papel absorbente o tela (lavar o cambiar cada vez que se ensucia), la fuente de calor se encuentra a una distancia de 20 cm, esto con el fin de que la temperatura sea constante y no se sobrecalienten las superficies y esto deshidrate el individuo.

Imagen 20. Polluelo *Psittacido* en espacio confinado con fuente de calor externa



Fuente :Autor, 2016.

Para este mismo tipo de crías pero en estado juvenil, se diseña un recinto con perchas ya que es muy poco lo que caminan, debe tener suministro de alimento y agua suspendido en el aire, estos recintos son grandes para el suministro de insectos que tendrán la oportunidad de cazar y desarrollar sus comportamientos innatos. Cuando ya estén en etapas de quedarse sin la fuente de calor se debe procurar en el recinto, cortinas, techo y un refugio para ellos.

En la imagen 20 se encuentra un individuo de *Pitangus sulphuratus* en recinto externo que cuenta con palos de madera en función de perchas y cortinas a cada lado del recinto que funciona para el resguardo de la intemperie.

Imagen 21. Polluelo *Passeriforme* en espacio abierto sin fuente de calor externa, perchando



Fuente :Autor, 2016.

Crías Precociales

Para los individuos precociales es indispensable crear un espacio seguro y sobretodo inocuo ya que son crías que empiezan a explorar su entorno rápidamente, para ello se diseñaron recintos, cada uno con su fuente de calor, asegurándoles así refugio y fuentes de alimento y de agua.

La temperatura orgánica de las aves presenta una mayor variabilidad que la de los mamíferos, en un ave adulta, la temperatura fluctúa entre 40.5 y 41.9 °C, los pollitos de un día poseen una temperatura corporal entre 37.6 – 39 °C, entonces la capacidad de termorregulación es evidentemente inferior en los pollitos de un día, dependiendo del grado de su desarrollo muscular y el grado de su control nervioso central (Estrada Pareja, Marque Giron, & Restrepo Betancourt, 2007).

Imagen 22. Hábitat para crías altriciales, suministro de agua, alimento solido , concentrado.



Fuente :Autor, 2016.

Correspondiente a lo mencionado anteriormente todas las instalaciones cuentan de una fuente de calor externa que permite minimizar los factores de riesgo que pueden causar la muerte en los polluelos, en este caso se emplearon bombillos de 100 watts a 30 cm de distancia del recinto del polluelo teniendo una temperatura de 39°C durante el tiempo en que se empleaba esta fuente de calor.

Imagen 23. Polluelo recién eclosionado en hábitat que corresponde a una caja plástica y sustrato de cascarilla.



Fuente :Autor, 2016.

Imagen 24. Fotografías de la recuperación después de la eclosión de un individuo de *Vanellus chilensis.*





Fuente :Autor, 2016.

CAPITULO 3

CRIANZA

Esta estrategia ha sido usada para aumentar las poblaciones de aves críticamente amenazadas en todo el mundo, esto proceso conlleva a la recolección de huevos o polluelos silvestres, seguido de la incubación artificial y crianza manual, terminando con la liberación de los juveniles en su lugar de origen (Cunninghame, y otros, 2015).

1- Identificar la estrategia de desarrollo: Precocial o altricial.

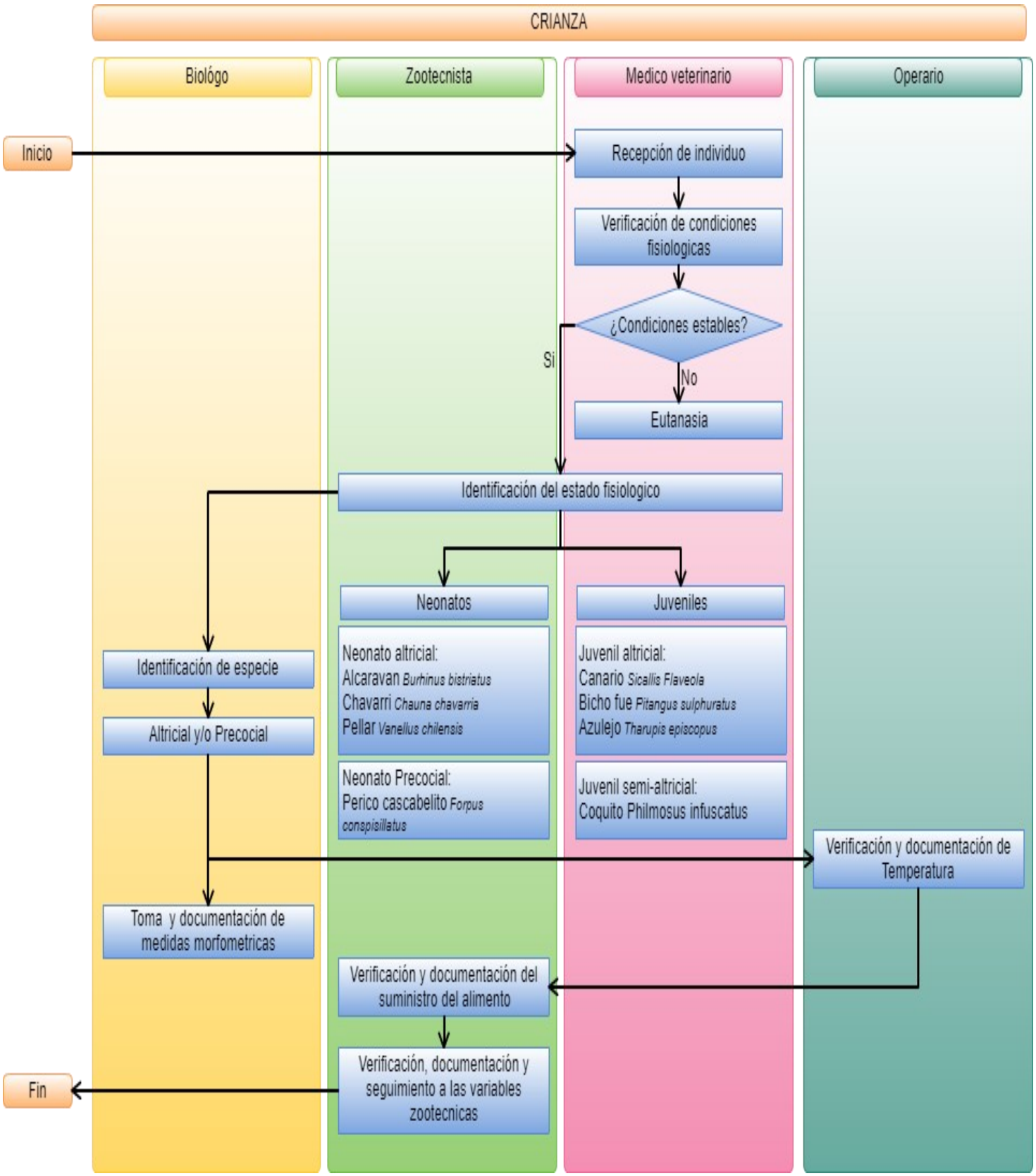
Según la identificación de la especie se recopila información acerca de las estrategias de desarrollo y la inversión parental de cada una de las especies trabajadas, ya que es de gran importancia hasta qué punto los individuos tienen desarrollo, sin ningún tipo de inversión parental allí se puede evidenciar, si expresan sus comportamientos innatos y que tan dependientes son de la persona que los cría, se debe tener en cuenta si son gregarios y usan mecanismos de aprendizaje improntados para sobrevivir, es decir si requieren de un individuo para reconocerse y para aprender a consumir su alimento.

- **Altricial:** Este tipo de desarrollo o crianza implica para los parentales una inversión parental mayor dado que las crías requieren obligatoriamente asistencia de los padres bien sea para alimentación, termorregulación y otros aspectos de autoabastecimiento, esto se ve estrechamente relacionado con la impresión acústica muy frecuente en taxones de aves cantoras (Goth & Hauber, 2004).
- **Precocial:** Las aves precociales específicamente producen neonatos o polluelos altamente móviles y bien desarrollados según la trayectoria ontogénica donde son capaces de “auto mantenerse” en aspectos como la alimentación y la termorregulación donde el cuidado de los parentales se limita a ocasiones específicas sirviendo como instrumento para dirigir a los jóvenes a zonas de alimentación lucrativas protegiéndolos aun así de daños sociales o físicos por un corto periodo de tiempo (Goth & Hauber, 2004).

2- Identificar de estado de salud y fisiológico.

Al identificar la estrategia de desarrollo de la especie se puede estimar en qué estado fisiológico se encuentra, teniendo en cuenta las estrategias de desarrollo se verifica si tiene plumas, diente

Imagen 25. PROCEDIMIENTO DE CRIANZA ARTIFICIAL



Fuente: Autor, 2017.

de huevo, movilidad en las patas, la capacidad de caminar, comer y beber agua solo.

Evaluación de estado de salud

En la evaluación se observa la condición corporal de los individuos que se encuentran en crianza, ya que este es un factor importante para prevenir cualquier deceso en el lote destinado para formar grupos. Se debe observar el plumaje que se encuentre creciendo en óptimas condiciones que luzca brillante (no húmedo, ni graso) y no se presenten plumas quebradas. Debido a diferentes factores como la nutrición en los parentales, la incubación (fluctuación en la temperatura), factores genéticos, deficiencias nutricionales del mismo individuo, entre otros, se presentan ciertos aspectos no deseables en un individuo como raquitismo, plumas opacas y desflechadas, patas torcidas, y hasta dificultad al momento de la incorporación del individuo a un grupo debido a su crecimiento tardío, por lo general se pueden evidenciar estos individuos desde el momento de la eclosión y son individuos que requieren de mayor atención al momento de la crianza.

Evaluación del estado fisiológico

Esta evaluación aplica para desarrollo precocial y altricial, se evalúan tres fases:

- **Neonatos:** Cuando no han absorbido el saco vitelino y tienen los orificios completamente cerrados (oídos y ojos), presencia de diente de huevo y tienen movimiento limitado.
- **Infantes:** Cuando adquieren movilidad en la extremidades (alas y patas), sus orificios oculares y auditivos se encuentran abiertos y se empieza a evidenciar la presencia de cañones en las alas y son incapaces de termoregular. Tienen sensibilidad a cambios de luz, presentan mayor vigorosidad al momento del suministro del alimento y presentan reconocimiento intraespecífico e interespecífico. Requieren refugio por sus cuidadores.
- **Juveniles:** Presencia de plumaje completo o semicompleto, reconocen el alimento, empieza a perchar en varias ramas del recinto y tienen una talla aproximada a la de un adulto y vocalizaciones más claras.

Imagen 26. Ejemplos de diferentes estados fisiólogos en aves precociales y altriciales



Fuente :Autor, 2016.

Imagen 27.Neonatos en diferentes estrategias de desarrollo; de Izq a Der. Chavarro con diente de huevo, Taro taro con pocas horas de nacido; Inferior *Psittacido* con ojos cerrados



Fuente: Autor, 2016.

3- Hábitos alimenticios

Se debe realizar una investigación acerca de los hábitos alimenticios de la especie que se tiene en incubación o han llegado por diferentes razones al Parque Recreativo y Zoológico Piscilago . Se debe identificar si son de hábitos alimenticios: herbívoros estrictos, frugívoros, carnívoros, carroñeros, ictiófagas, insectívoras, granívoras, nectarívoras, granívoros, piscívoros, entre otros. Adicional se debe tener en cuenta los reportes de dietas ofrecidas en cautiverio para estas especies o del mismo orden o familia.

Imagen 28. Consumo de Mezcla de crianza (*Chauna chavaria).*



Fuente: Autor, 2016.

Tabla 11. Estrategias de desarrollo de nueve especies de aves presentes en el Zoológico Piscilago.

ORDEN	NOMBRE CIENTÍFICO	ESTRATEGIA DE DESARROLLO
Charadriiformes	*Burhinus bistriatus*	Sub– precocial
Anseriformes	*Chauna chavaria*	precocial
Ratites	*Dromaius novaehollandiae*	precocial
Psittaciformes	*Forpus conspicillatus*	Altricial
Passeriformes	*Pitangus sulphuratus*	Altricial
Pelecaniformes	*Phimosus infuscatus*	Altricial
Passeriformes	*Sicallis flaveola*	Altricial
Passeriformes	*Tharupis episcopus*	Altricial
Charadriiformes	*Vanellus chilensis*	Precocial

Fuente : Autor, 2017.





SUGERENCIA DE FORMULAS PARA CALCULAR TMB Y EM

A nivel mundial muchos investigadores enfocados en la nutrición en fauna silvestre proponen fórmulas acerca de cálculos de Tasa Metabólica Basal (TMB), Energía Metabolizable (EM) que requieren ciertos ordenes o especies , con base en lo anterior muchos proponen mezclas o papillas usadas en la crianza de aves que han aportado al conocimiento mundial acerca de la nutrición de aves en cautiverio.

Para el cálculo de TMB según varios autores proponen la siguiente formula (Varela, 2000):

- **En aves *Passeriformes:*** Donde W es el peso del Individuo a evaluar.

$$169^{*} (W)^{0,53} = TMB$$

- **En Psittaciformes:** Para calcular la TMB (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001)se sugiere:

$$TMB\ [kcal/día] = 73,6 * W\ [73,6]^{0.73}$$

En el Manual editado por Dierenfield y Graffam en 1996 se propone otro modelo de cálculo de TMB y EM para dietas de aves *Passerinas* y *no Passerinas* en cautiverio propone un modelo de comparación con individuo en cautiverio. Se calcula con los siguientes ajustes (Robbins, 1993):

- Monotremas: 30% de mamíferos de la misma masa corporal
- Aves: 150% de los mamíferos

El cálculo para un individuo mamífero placentado

$$TMB = 57,6\ Kcal \times (W\ Kg)^{0,716}$$

La TMB se le modifica con diferentes coeficientes para calcular la EM (Energía metabolizable), siendo para

- **Aves *Passeriformes:*** El ajuste es

1, 5

Para aves *Paseriformes*

EM: 1,5 (2 x TMB)

- **Aves *No Passeriformes*:** el ajuste es de 2

Para aves *No paseriformes*

EM= 2 x TMB

El manual cuenta con tablas según los órdenes y las preferencias alimenticias, respecto a dicha clasificación se elige un modelo animal similar al que se va a trabajar, en el manual se sugiere qué cantidad de materia seca (MS) se podría ofrecer al individuo y energía aportada por la dieta en MS (Dierenfield & Graffam, 1996).

Según el Apéndice II del Libro “Hand-Rearing Brids” (Gage & Duerr, 2007) se sugiere un cálculo de Kcal/día de la siguiente manera:

- **Calculo en aves *Passeriformes***

$$TMB = (W\ kg^{0,75}) * 129$$

EM (Mantenimiento) = (TMB *1.5)

- **Calculo para aves No- *Passeriformes***

$$TMB = (W\ kg^{0,75}) * 78$$

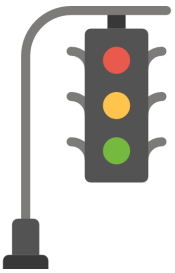
EM (Mantenimiento)= (TMB *1.5)

Para cualquier de los dos casos aves paserines y no-paserines se puede realizar ajustes en el cálculo de acuerdo al estado fisiológico y físico en que se encuentre.





- Ajuste para crecimiento = EM (Mantenimiento) *1.5 – 30
- Ajuste por septicemia = EM (Mantenimiento) *1.2 – 1.5
- Ajuste por lesión leve = EM (Mantenimiento) *1.0 – 1.2
- Ajuste por lesión severa = EM (Mantenimiento) *1.1 – 2.0



Nota: Se sugiere que para el calculo de la dieta usando las formulación anteriores se encuentren los individuos con pesos aproximados a los de una adulto, ya que el calculo con relación entre Kcal/ave/dia y los gramos a proporcionar algunas veces es desproporcionado como pasa en el caso de los periquitos con un peso de 7g, para solucionar este inconveniente se emplean formulas alimenticias que según reportes científicos se suplen los requerimientos de los polluelos en esas etapas.

Adicional el volumen de la fórmula de alimentación manual depende principalmente de la capacidad del polluelo; una regla general es proporcionar a las aves el 10% de peso vivo (PV) en alimento, la frecuencia de alimentación asistida también varía considerablemente entre las especies y la edad, pero está regida principalmente por la motilidad intestinal de los polluelos y las tasas de crecimiento (Gage & Duerr, 2007).

Formulas alimenticias empleadas

Mezcla para crianza

Para Individuos de los órdenes *Passerifomes, Charadriiformes y Anseriformes* se usó la "Mezcla para crianza", evidenciando optimas ganancias de peso como lo represento el Chavarrí y los individuos de Taro-taro en las tablas de ganancia de peso.

En la siguiente tabla se evidencia el porcentaje de los grupos alimenticios utilizados y los gramos de los ingredientes, se determinó por medio del Software libre DietCalc ©2012 que esta "Mezcla para crianza" aporta aproximadamente 57,22 Kcal/g. aproximadamente.

Tabla 12. Clasificación de grupos alimenticios para la mezcla de Crianza.

GRUPO ALIMENTICIO	% GRUPO ALIMENTICIO	INGREDIENTE	CANTIDAD (g)
FRUTAS	27,00	Papaya	9
		Mango	8
		Banano	10
VERDURAS	29,00	Lechuga	11
		Acelga	8
		Apio	10
PROTEINA	30,00	Huevo	30
SUPLEMENTOS ALIMENTICIOS	14,00	Canapet	3
		Concentrado de Codorniz	11
TOTAL	100		100

Fuente : Autor, 2017.

En el caso de los individuos de las especies *Sicalis flaveola* y *Thraupis episcopus* se suministró adicional una mezcla de semilla delgada que consta de ingredientes como: Alpiste, semillas de cáñamo, semillas de mijo amarillas, semillas de mijo rojas, mijo amarillo, semillas de mijo blancas, vitaminas amarillas, verdes y rojas, todas estas en un recipiente cerca a la mezcla de crianza a voluntad.

Phimosus infucatus

Se implementó una dieta solida observando resultados óptimos respecto al consumo independiente y la preferencia de estos ingredientes, el suministro de agua fue completamente *Al libitum*.

Imagen 29. Alimentación asistida en *Phimosus infuscatus*



Fuente: Autor, 2016.

La dieta que se suministró al juvenil de *Phimosus infuscatus* que pesaba 150 gramos fue de 60 g equivalentes al 40% de su PV y la capacidad estomacal del individuo ya que se observó que el suministro del 10% de PV no era suficiente, para la elección de los ingredientes se realizó una revisión bibliográfica en donde los ingredientes persistentes en la dieta fueron carne bovina, la dieta empleada consistía de:

- Pollo crudo y/o carne cruda: 12 Gr, cada 3 horas 5 veces al día.
- Suplemento multivitamínico: 3 gr, espolvoreado sobre la comida una vez al día.

Psittasiformes

Los padres alimentan a sus polluelos con una mezcla de comida y agua. Aparentemente son muy hábiles para proporcionar las raciones adecuadas de comida y agua y entregarlas en las cantidades y frecuencias correctas, en muchas circunstancias es indispensable la crianza a mano donde las dietas especiales formuladas basadas en más ingredientes solubles en agua facilitan la alimentación manual (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001). Para individuos que recién eclosionaron del huevo se recomienda suministrar alimentos altamente proteicos alrededor de 7 días después de haber eclosionado y se recomienda el uso de probióticos para prevenir infecciones por bacterias y hongos (Carvajal, 2009).

Como lo menciona el artículo de Nutrición en aves del Orden *Psittaciformes (Koutsos, Matson, & Klasing, 2001),* según Roudybush y Grau la porción adecuada entre alimento y agua que maximiza la supervivencia depende de la edad de los polluelos; en un estudio realizado en polluelos *Psittacidos* se presento que durante los 4 pri-

meros días después de la eclosión, 7% de sólidos y 93% de agua fueron óptimos, la insuficiencia de agua durante los primeros días después de la eclosión produce una mortalidad elevada, mientras que la insuficiencia de solidos da como resultado tasas de crecimiento más lento. Sin embargo la crianza de los parentales no tiene retrasos en el crecimiento que pueden atribuirse a la alimentación nocturna, provisión de nutrientes, microflora o posiblemente moléculas protectoras.

En este caso se proporciono una papilla con ayuda de una jeringa la cual sus proporciones fueron:

- Agua: 5 ml.
- Harina de alfalfa: 2 g.
- Calcio ($CaCO_3$): 0,5 g
- Ensure: 2 g.

Teniendo una buena aceptación por el individuo, se debe procurar que la mezcla contenga un porcentaje mayor de líquido en comparación con lo sólidos, se puede agregar frutas gradualmente después de que el individuo empiece a emplumar por medio de papillas, disminuyendo la proporción de agua en la mezcla, todos los alimentos que se suministren deben ser frescos.

Imagen 30. Alimentación asistida en polluelo de *Forpus conspicilatus*



Fuente : Autor, 2016.

Presentación de las dietas

Es de gran importancia reportar la presentación de las dietas ofrecidas y su aceptación ya que esto permite que el consumo sea el adecuado de acuerdo a la biología del animal

Presentación de las dieta para crianza

Para individuos frugívoros, insectívoros y omnívoros la presentación de la dieta se realizó de la siguiente manera.

- Papaya: Sin cascara y sin semillas; trozos cuadrados de 2 cm.
- Banano: Sin cascara, trozos de aproximadamente 2 cm a cada lado.
- Lechuga: Solo la hoja, cortada en tiras de 3 cm de largo con 1 cm de ancho.
- Apio: Únicamente las hojas, sin tallos, cortadas en tiras de 3 cm de largo y 1 cm de ancho.
- Pollo: ofrecer únicamente la pulpa de pollo, cocida, cortada en trozos cuadrados de 2 cm por cada lado aproximadamente, se ofrece ocasionalmente.
- Huevo: se ofrece con cascara, cocido, cortado en trozos de 2 cm aproximadamente.
- Concentrado: se ofrece concentrado de codorniz, granulado.

Imagen 31. Presentación de la mezcla de Crianza para aves



Fuente : Autor, 2016.

- Carbonato de calcio: en polvo, se ofrece espolvoreado sobre el recipiente de cada individuo, encima del alimento.
- Canapet: en polvo, se ofrece espolvoreado en cada recipiente de cada uno de los individuos.

Para la presentación de la dieta de hábitos limícolas como lo es juvenil de *Phimosus infuscatus* se ofrecen los ingredientes de la siguiente manera.

- Pollo: Crudo cortado en trozos cuadrados de alrededor de 2 cm, junto a una fuente de agua para facilitar la lubricación del alimento.
- Carne: Cruda cortada en trozos cuadrados de alrededor de 2 cm, junto a una fuente de agua para facilitar la lubricación del alimento.
- Insectos: se ofrecen la variedad de insectos como, zoophobas, tenebrios, grillos, lombrices escondidos en tierra o harina.



Posibles enfermedades nutricionales

Impactación: En neonatos e infantes es indispensable verificar el llenado del buche después de haber consumido la dieta, ya que algunas veces se presenta fermentación que puede llegar presentarse impactaciones en los individuos que le impide vaciar el contenido estomacal con facilidad que por lo general sucede en los *Psittacidos* sin emplumar debido a la implementación de ingredientes nuevos a la dieta (frutas) sin realizar una transición y en *Anseriformes* como el Chavarri por la implementación de ingredientes muy fermentativos en la dieta como lo es la acelga, debido a esto se debe proporcionar en pocas cantidades reportado por Dislich & De Melos Barros en 2014.

Raquitismo: se puede presentar en ocasiones por la falta de suplementos vitamínicos en la ración diaria de los individuos, también se presenta opacidad en el plumaje o plumaje sucio y atraso en el crecimiento en comparación con otros individuos de la misma especie.

Imagen 32. Polluelo *Vanellus chilensis* con signos de desnutrición y raquitismo



Fuente: Autor, 2016.

CAPITULO 4

FORMACIÓN DE GRUPOS

Se debe tener en cuenta que los individuos juveniles, sin importar sus estrategias de desarrollo, ya no requieren de una fuente de calor externa ni de suministro de alimentación asistida, esto significa que pueden defenderse frente a otros individuos de la misma especie y otra especie.

1- Reconocer el estado físico: Plumaje, pico, medidas, patas, etc.

Reconocer si el individuo está en estado juvenil (mínimo requerido para la formación de grupos), si el estado de su plumaje es óptimo o se encuentra semicompleto, la movilidad en las patas y la capacidad de comer y beber agua solo, deben tener una talla considerable o aproximada a la de los otros individuos en acercamiento.

Imagen 33. Juvenil de *Vanellus chilensis* casi emplumado



Fuente: Autor, 2016.

2- Observar comportamiento en acercamientos múltiples

Todo el equipo debe estar encargado de la supervisión de la introducción de las especies, deben estar atentos a los cambios que se presenten en el comportamiento de estas frente a individuos de la misma especie o hacia otras especies.

Jaula de acercamiento

Para ello se introducen las “jaulas de acercamiento” en el recinto de levante de polluelos, allí los individuos a través de la malla logran visualizarse y escucharse por medio de vocalizaciones, no solo de individuos de la misma especie, sino de otras especies cercanas, preparándolos para un recinto habitado por diferentes especies, cada uno cuenta en su recinto con el suministro completo de comida y agua *al libitum*, en esta etapa los individuos logran regular su temperatura y no requieren de fuente externa de calor si no únicamente en las noches.

Imagen 34. Juvenil de *Chauna chavaria* en acercamiento con individuos de otra especie.



Fuente: Autor, 2016.

Se debe verificar si existe algún tipo de comportamiento agresivo con su compañero de crianza en el registro y se debe determinar auditivamente si el individuo interactúa por medio de vocalizaciones (si hacen los mismos sonidos); este proceso conlleva alrededor de una semana, transportando todos los días los individuos en guacales.

Jaula de liberación blanda

En la jaula de la clínica de aproximadamente 3 m de alto y 3 m de largo, con sustrato de tierra, donde se albergan más animales de otras especies como iguanas, tortugas, faisanes y guacamayas en recuperación, se encuentra un recinto con angeo o malla en el centro, con una altura de 60 cm, sin cubierta, por turnos se deben liberan los individuos del guacal y se les permitirá volar y comer en todo el recinto, deben cumplir un tiempo determinado, el otro grupo realizara el mismo ejercicio siempre y cuando ambos grupos no ese encuentren sueltos.

Imagen 35. Recinto dentro de jaula de liberación blanda para verificar la interacción



Fuente: Autor, 2016.

Se observara si se presentan reacciones agresivas con otros individuos en el recinto y como usan los comederos.

Imagen 36.. Liberación de individuos dentro de "JLB".



Fuente: Autor, 2016.





3- Liberación de ambos grupos en “Jaula de liberación blanda”

En las horas de la mañana, cuando se suministra los alimentos a primera hora del día los, se deben liberan los dos grupos en el mismo recinto, es indispensable suministrar más alimento y agua en dicho recinto. El profesional observa el comportamiento de estos individuos y las interacciones. Se registrara las interacciones de los individuos y van de nuevo su guacal correspondiente, se debe observar y registrar el tiempo que les toma realizar un acercamiento con otros individuos, las agresiones que se presenten, si consumen el alimento en el mismo recipiente y si pueden quedarse en la jaula de liberación blanda sin necesidad de fuente de calor externa.

4- Verificar la integración de los grupos.

Registrar el tiempo de unión del grupo con jerarquía, sin presentarse agresiones de ningún tipo.

Imagen 37. Grupo de *Vanellus chilensis* libres en “JLB”..



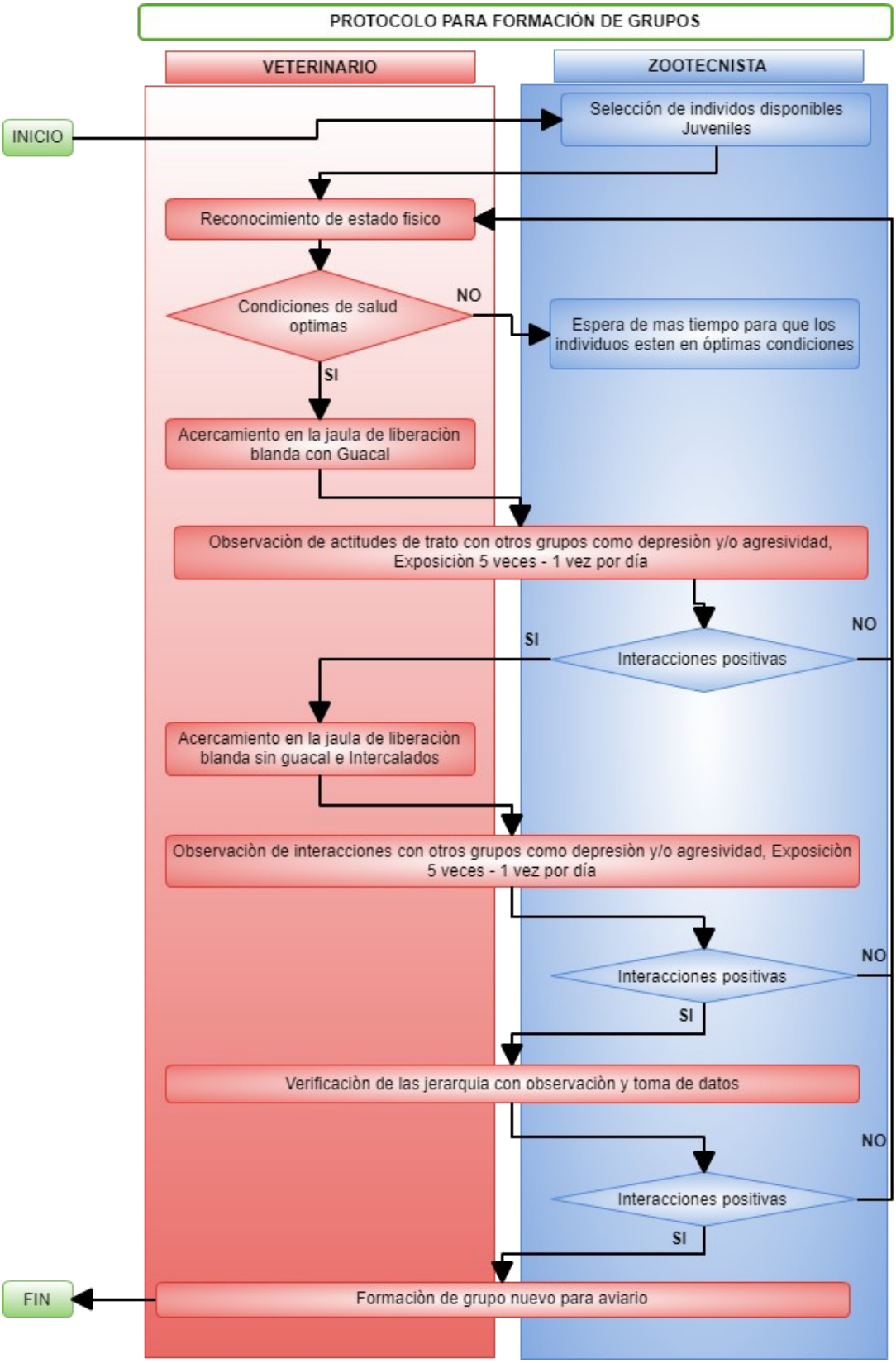
Fuente : Autor, 2016.

Imagen 38. Grupos integrados evidenciándose consumo de alimentos sin interacciones negativas.



Fuente : Autor, 2016.

Imagen 39. Procedimiento para la formación de grupos



Fuente.: Autor,2017.

ANE

Anexo 1: Bitácora o registro de información del Individuo

INFORMACIÓN DEL INDIVIDUO				
Nombre científico:			Estado fisiológico:	
Nombre común:			Alimentación:	
FECHA	W(g)	DIETA SUMINISTRADA	FRECUENCIA	OBSERVACIONES

Fuente : Autor ,2016.

Anexo 2. Tabla de formulas alimenticias sugeridas por peso o edad (Ver en Trabajo de Grado "PROTOCOLO DE INCUBACIÓN, CRIANZA Y FORMACIÓN DE GRUPOS PARA NUEVE ESPECIES DE AVES PRESENTES EN EL PARQUE RECREATIVO Y ZOOLÓGICO PISCILAGO" Anexo 7, 2017(al final de este protocolo).



Fotografia Sup: *Pitangus sulphuratus, 2016;* Inf: Polluelo de *Thraupis episcopus, 2016* . Fuente: Autor, 2016.

RECOMENDACIONES



Es indispensable contar con un sitio completamente sellado y adecuado para la crianza artificial de aves, con espacio suficiente para las crias, temperatura controlada con capacidad de brindar la calefacción en la noche y resguardo de riesgos externos, ya que para polluelos altriciales es indispensable la estabilidad de la temperatura ambiente y son posibles presas en sitios abiertos.

Para individuos que les cause altos grados de estrés al momento del pesaje se recomienda realizar un entrenamiento si es posible, para poder facilitar el trabajo del cuidador y evitar muertes súbitas causadas tal vez por estrés.

En el presente estudio de evidencio que en la crianza de especies precociales es de gran ayuda poder contar con otro individuo de la misma edad y así poder formar un grupo desde el inicio. Algunos individuos que se encuentran solitarios desde el inicio es difícil integrarlos a un grupo establecido y posiblemente mueran en el proceso.

Para la formación de los grupos de debe realizar etogramas para darle un seguimiento exhaustivo del comportamiento de los individuos al momento de la integración para determinar exactamente qué posición ocupan en la jerarquía del grupo formado.

REFERENCIAS

- Armesto, J. J., Rozzi, R., Martínez, D., Wilson, M., & Sabag, C. (1996). Avifauna de los Bosques Templados de Sudamérica. En J. J. Armesto, C. Villagran, & M. T. Kallin, Ecología de los Bosques Nativos de Chile (pág. 138). Editorial Universitaria, Santiago de Chile.
- AZA *Charadriiformes* Taxon Advisory Group. (2014). Aves Limícolas (*Charadriiformes*) Manual De Manejo. Silver Spring.
- Badii, M., Rodríguez, E., Ochoa, Y., Landeros, J., & Valenzuela J. (Marzo De 2013). Estrategias De Historia De Vida (Life History Strategies). International Journal Of Good Conscience(8), 96. Doi:1870-557x
- Brown, A. F. (1979). The Incubation Book. Saiga Publishing Company.
- Carvajal, L. (2009). Principios De Reproducción Y Neonatología En Aves Psitácidas Nativas Y Exóticas. *Memorias De La Conferencia Interna En Medicina Y Aprovechamiento De Fauna Silvestre Exótica Y Convencional, 5*(1), 36.
- Cunninghame, F., Switzer, R., Parks, B., Glyn, Y., Carrion, A., Medranda, P., & Sevilla, C. (2015). Conservando El Críticamente Amenazado Pinzón De Manglar: Crianza Inicial Para Incrementar El Tamaño De La Población. Galápagos, Ecuador: DPNG,CGREG,FCD Y GC.
- Dierenfield, E., & Graffam, W. (1996). Manual De Nutrición Y Dietas Para Animales Silvestres En Cautiverio (Ejemplos Para Animales Del Trópico Americano). New York: Wildlife Conservation Society Bronx.
- Dislich, M., & De Melos Barros, Y. (2014). Husbandry and breeding of Southern Screamers (*Chauna torquata*) at the Parque das Aves: Experiences and Challenges. International Zoo News, 61(2), 109-116.
- Encyclopedia of life. (2013). Encyclopedia of Life. Obtenido de File: *Phimosus infuscatus:* http://www.eol.org/data_objects/27339528
- Gage, L., & Duerr, R. (2007). Hand-Rearing Birds. Iowa: Blackwell Publising.
- Gómez Pina, J., & Valero Pérez, J. A. (2009). Técnicas de Incubación. Aviornis Internacional
- Gómez Silva, H., Oliveras de Ita, A., & Medellín, R. (2005). *Dromaius novaehollandiae*. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales. México: Instituto de Ecologia, Universidad Autónoma de México.
- Goth, A., & Hauber, M. (Diciembre De 2004). Ecological Approaches To Species Recognition In Birds Through Studies Of Model And Non-Model Species. Annales Zoologici Fennici , 41. Doi:0003-455x
- Gutiérrez Zamora, A., Mueses Cisneros, J. J., Ramírez Enriquez, C., & Perdomo Castillo, I. V. (2013). Aves del Valle de Sibundoy, Alto Putumayo, Colombia, Guía de Campo. Mocoa, Putumayo, Colombia: CORPOAMAZONIA.
- Instituto de Estudios del Huevo. (2009). El gran Libro del Huevo. Madrid: Editorial EVERETS S.A
- Keirs , R. (1995). Hatching efficiency analysis system Part I. En International Hatching Practice (Vol. 7, págs. 5-19).
- Koutsos, E. A., Matson, K., & Klasing, K. (2001). Nutrition Of Birds In The Order Psittaciformes: A Review. Journal Of Avian Medicine And Sugery, 257- 275.





- Lara, C. E., Montoya, M. D., Mancera Rodríguez, N. J., & Obando, J. M. (2014). Aves de la Universidad Nacional de Colombia Sede Medellín Guía de Campo. Medellín: Universidad Nacional de Colombia Sede Medellín
- Londoño Betancourth, J., & Arroyave Jaramillo, E. (2008). Valoración Cultural Del Uso E Importancia De La Fauna Silvestre En Cautiverio A Partir De La Visión De La Comunidad Educativa De Los Barrios Edén, El Cardal Y Corales Del Municipio De Pereira, Risaralda. 71. Pereira, Colombia: Universidad Tecnológica De Pereira.
- Ministerio De Agricultura Gobierno De Chile. (S.F.). Criterios Técnicos Para La Mantención Y Manejo De Fauna En Cautiverio. Santiago De Chile: Ministerio De Agricultura Gobierno De Chile. Recuperado El 19 De 03 De 2017, De http://www.sag.cl/sites/default/files/criterios_tec_mantencion_fauna_silv_cautiverio.pdf
- Moreno Velásquez, J. S. (2010). Aves dispersoras de semillas en un remanente de Bosque Seco tropical en la finca Betanci-Guacamayas (Córdoba). Bogotá, Colombia: Pontificia Universidad Javeriana.
- Naranjo, L. (1986). Aspects of the biology of the Horned Screamer in Southwestern Colombia. Wilson Bull, 98(2), 243-256.
- NatureServe Explorer. (2014). NatureServeExplorer. Obtenido de http://explorer.natureserve.org/servlet/NatureServe?searchName=Pitangus+sulphuratus.
- Padilla, F., & Cuesta, A. (2000). Zoología Aplicada. España: Diaz De Santos. Doi:84-7978-5888-8
- Patel, S., Kumar, R., Patel, A., & Patel, M. D. (2015). Importance of Emu and its farming in India. Journal of Livestock Sicence, 86. doi:2277-6214.
- Peña, M., & Quirama, Z. (2014). Guía Ilustrada Aves Cañón de Rio Porce- Antioquia. Medellín, Colombia: EPM; E.S.P; Universidad de Antioquia; Herbario Universidad de Antioquia. doi:978-958-58296-7-1
- Pérez Enciso, Z. K. (2003). Analisis y Propuesta de un Sistema para incubación de Emúes. Huajuapan de León: Universidad Tecnológica de la Mixteca.
- Pistone, E., Carezzano, F., & Bee-De-Speroni, N. (2002). Tamaño relativo encefálico e índices cerebrales en *Vanellus chilensis* (Aves: *Charadriidae*). Revista Chilena de Historia Natural.
- Prada, J. M., Gary Stiles, F., & Cuca, L. E. (2004). Aspectos químicos y comportamentales de las preferencias alimentarias en *Chauna chavarria* L. Acta Biológica Colombiana, 9(2), 95-96.
- Ricaurte Galindo, S. L. (2005). Embriodiagnosis y ovoscopia. Analisis y control de calidad de los huevos incubables. Revista Electrónica de Veterinaria.
- Robbins, C. T. (1993). Energy Requeriments For Maintenance. (W. F. Nutrition, Ed.) San Diego: Academic Press. Inc.
- Ron Castro, D. X. (2015). Diseño Y Construcción De Una Incubadora Y Criadora Artificial Para Huevos De Cóndor Andino. Quito: Universidad De San Francisco De Quito.
- Terres, J. (1980). The audubon Society encyclopedia of North American Birds. New York.
- Tullet, S. (2009). Incubación. Avicol. Obtenido de http://avicol.co/descargas2/RossTechInvpracticas.pdf
- Universidad ICESI. (2010). Alcaravan - *Burhinus bistriatus*. Obtenido de http://www.icesi.edu.co/wiki_aves_colombia/tiki-index.php?page=Alcarav%C3%A1n+-+Burhinus+bistriatus.

- Valle, R. (2000). Mecanismos de defensa de huevo fértil. Bucaramanga: Actualización en Avicultura.
- Varela, N. (2000). Nutrición En La Rehabilitación De Animales Silvestres. En 1. C. 2000, & U. D. (URRAS) (Ed.), Fundamentos Sobre Rehabilitación En Fauna Silvestre (Pág. 81).
- Vera Castro, R. (2008). Comparación del Impacto Ambiental generado por la explotación ganadera y la Zoocria de avestruces en un predio del municipio de la Tebaida Quindío. Pereira: Universidad Tecnológica de Pereira
- Williams, D. R., Pople, R. G., Showler, D. A., Dicks, L. V., Child, M. F., Ermgassen, E., & Sutherland, W. J. (2013). Bird Conservation Global evidence for the effects of interventions (Vol. 2). Exeter: Pelagic Publisher.
- Wilson, J. (Julio de 1992). Monitoreo y rompimiento de huevos fértiles. Segundo Seminario Nuevas técnicas en el manejo de reproductoras pesadas. Bogotá: Avícola Colombiana Ltda.







PROTOCOLO DE INCUBACIÓN, CRIANZA Y FORMACIÓN DE GRUPOS PARA NUEVE ESPECIES DE AVES PRESENTES EN EL PARQUE RECREATIVO Y ZOOLÓGICO PISCILAGO - COLSUBSIDIO

FUSAGASUGÁ

2017





Anexo 7. Tabla de manejo nutricional de las especies trabajadas en el Parque Recreativo y Zoológico Piscilago - Colsubsidio

ESPECIE	COMPORTAMIENTO Y CARACTERISTICAS	EDAD PESO APROXIMADO	DIETA	CANTIDAD	FRECUENCIA	PRESENTACIÓN	ACEPTACIÓN	RECOMENDACIONES	OBSERVACIONES
Burhinus bistriatus- Vanellus chilensis	Cansado, postrado en tarsos, al segundo día debía estar seco completamente	1 a 2 días 14 g aprox.	Pedialyte	1 ml	Cada 2 horas	Jeringa de 1 ml	Mala - forzado	Se debe ofrecer alimento una vez se haya absorbido el saco vitelino completamente	Los alcaravanes son individuos que tienen como estrategia de desarrollo sub-precocial, pero no abandonan el nido hasta las 8 semanas de edad y son muy dependientes para la alimentación.
	Se mueve con más precisión pero no tiene el reflejo de consumir alimento por sí solo, plumones completamente secos	7 días	Mezcla de frutas ; huevo sin cascara; Ca; canapet	1 ml	Cada 3 horas	Licuado y se dosifica en una jeringa	Buena		Los Taro-taro son individuos precociales ya que pasada una semana de haber eclosionado se evidencia que se alimentan por sí mismos, demuestran independencia del cuidador, se recomienda que se encuentre acompañado por otro de la misma especie.
			Codorniciina con Pedialyte			Un elemento granulado dentro de la jeringa con Pedialyte	Buena		
			Agua	al libitum		Jeringa de 1 ml	Buena	Se le suministra suero con el granulado, adicional se indica con la jeringa donde se encuentra el resto de la codornicina	
			Ulomoides	3 unidades	Cada 3 horas	Alimento vivo	Mala - forzado	Se le debe enseñar a consumir concentrado e insectos, después de que reconozca como alimento a los insectos se le suministra con una pinza.	No los reconoce como alimento , ni le llama la atención, el suministro debe ser forzado las primeras veces
		15 días de vida en adelante	Picado de frutas y verduras	15 g	2 veces al día	En recipiente plano, picado en trozos	Buena		
			Insectos	5 g	3 veces al día	Alimento vivo, se ofrece con una pinza mosquito	Buena	Aún esperan recibir los insectos de la pinza.	Aceptación de alimento vivo, pero se dificulta al avanzar el desarrollo el manejo
			Suplemento multivitamínico	2 g	1 vez al día	Espolvoreado sobre la comida			
Chauna chavarria	Movimientos torpes, incorporado de las dos patas	2 días	Pedialyte	1 ml	Cada 2 horas	Jeringa de 1 ml	Mala - forzado	Se debe ofrecer alimento una vez se haya absorbido el saco vitelino completamente	
		5 días	Mezcla de frutas; huevo sin cascara; Ca; canapet	1 ml	Cada 3 horas	Licuado	Buena		Se evidencia consumo por sí mismo en el recipiente
	Mayor actividad de exploración	7 días en adelante	picado de frutas y verduras	20 g	2 veces por día	En recipiente plano, picado en trozos	Buena		Le llama mucho la atención los colores vivos de la acelga, el apio, espinaca
			Insectos	3 g	Una vez por día	Espolvoreado sobre la comida	Buena		Le llama mucho la atención el movimiento de los insectos sobre la comida
			Suplemento	3 g		Espolvoreado sobre la comida			
		30 días							Suministro de alimento a voluntad
Forpus conspicillatus	Dificultad para moverse y ojos abiertos	10-28 días	Papilla para Psittacidos	2 ml	Cada 3 horas	Jeringa de 1 ml	Buena	Se sugiere verificar que para la próxima ración que el buche este desocupado y no haya fermentación.	(Carvajal, 2009)

ESPECIE	COMPORTAMIENTO Y CARACTERISTICAS	EDAD PESO APROXIMADO	DIETA	CANTIDAD	FRECUENCIA	PRESENTACIÓN	ACEPTACIÓN	RECOMENDACIONES	OBSERVACIONES
Pitangus sulphuratus- Thraupis episcopus	Individuos emplumados	15	Pedyalite	1 ml	Cada 2 horas	Jeringa 1 ml	Mala - forzado	Se recomienda si fue recogido cerca del lugar de crianza, verificar si lo parentales se encuentran cerca, por lo general lo están y se sugiere sacar al individuo al ambiente para que los padres logren alimentarlo, sucede pocas veces.	
			Papilla para crianza	1 ml	Cada 2 horas	Jeringa 1 ml	Mala - forzado	Sacar del recinto oscuro únicamente al momento de alimentar	
		Aumento de 20 gr de peso	Tenebrios	3 tenebrios	Cada 4 horas	Alimento vivo inmovilizado	Mala - forzado	Procurar no hacer daño al pico del ave y verificar que lo digiera por qué no lo aceptan con facilidad al principio.	
			Grillos	3 al día	3 veces al día	Alimento vivo inmovilizado	Mala - forzado	Procurar que lo digieran, muchas veces se cierra el pico pero no digieren	
	Vuela y percha en el recinto, se escuchan vocalizaciones	individuos de 25 gr	Mezcla de fruta y verduras	10 g		Recipiente plástico plano	Buena	Se evidencia que consumen solos	Demuestran mucho interés por el alimento
			Agua	Al libitum		Recinto donde puedan percharse y beber sin caerse	Buena aceptación mientras el recipiente no se mueva		
			Invertebrados	no exceder 10 gr		Alimento vivo inmovilizado, se ofrece con pinzas	Buena	Se acercan a recibir su porción de insectos	
		Individuos de 32 gr	Mezcla de fruta y verduras	15 gr	2 veces al día	Recipiente plástico plano			
			Agua	Al libitum		Recinto donde puedan percharse y beber sin caerse			
			Invertebrados	7 tenebrios, 3 grillos	2 veces al día	Alimento vivo inmovilizado, se ofrece con pinzas	Buena	Se debe hacer pruebas de caza con los invertebrados, así irán aprendiendo a cazar.	
		Individuos de 40 gr	Mezcla de fruta y verduras	15 g	2 veces al día	Recipiente plástico plano	Buena		
			Agua	Al libitum		Recinto donde puedan percharse y beber sin caerse			
			Invertebrados	7 tenebrios, 3 grillos	2 veces al día	Alimento vivo completo, sin pinzas	Buena	Se muestran reacios a su cuidador, y lo evaden, no es posible pesarlos, debido al estrés que este les genera	
Sicalis flaveola		Individuo de aproximadamente 15 gr emplumado	Agua	0,5 ml	Cada 2 horas	Jeringa 1 ml	Buena	Muestra interés por el consumo de agua	
			Semilla delgada	Al libitum		Recipiente plano plástico	Mala	Adicional un bebedero grande donde no se pueda ingresar y bebedero para aves	
			Mezcla de fruta y verduras	15 g,		Trozos menores a 1 cm	Regular	Se cambia la mezcla 2 veces al día	

ESPECIE	COMPORTAMIENTO Y CARACTERISTICAS	EDAD Y PESO APROXIMADO	DIETA	CANTIDAD	FRECUENCIA	PRESENTACIÓN	ACEPTACIÓN	RECOMENDACIONES	OBSERVACIONES
Phimosus infucatus	Logra incorporarse, pero no muestra interés por la comida y la manipulación le genera gran estrés	> a 8 semanas individuo de 150 gramos aproximadamente, emplumado completamente	Pedialyte	5 ml	Cada 2 horas	Jeringa 5 ml	Mala - forzado	Para un individuo de estas características es aconsejable suministrar 40% de su peso vivo, dividida la ración en diferentes horas del día.	Al ser un individuo emplumado de vida silvestre es difícil poder acostumbrarlo a la dieta de únicamente concentrado.
		200 g	Agua	Al libitum		Jeringa	forzado		
			Papilla de truchina	4 ml		Jeringa	No lo aceptan		
		200	Pollo crudo o carne cruda+ suplemento	36 g	Cada 3 horas, 5 veces al día	Se ofrece con pinzas y lubricado con Pedialyte	Mala - forzado	Es posible verificar si el trozo ha bajado a través del esófago	Aún requiere de fuente externa de calor y resguardo por parte del cuidador
			Suplemento	2 g		Espolvoreado sobre los trozos de pollo			Algunas veces se presentara regurgitación, por ende se espera una hora más para volver a suministrar menor cantidad.
			Suplemento en agua como Glicopan	3 gotas		Dilución en agua	Mala		
		Individuo de 350 gr	Agua	Al libitum		Recipiente hondo	Buena		
			Pollo crudo + suplemento	45 g	3 veces al día	Trozos cuadrados y se ofrece en un recipiente plástico plano		Verificando el consumo, si no se verifica el consumo se debe realizar manual	
			Carne pulpa+ suplemento	40 g	3 veces al día	Trozos cuadrados y se ofrece en un recipiente plástico plano	Buena	Es de preferencia el pollo, y estos dos ingredientes se intercalan a lo largo de la semana.	
		Individuo de 400 gr	Agua	Al libitum		Al libitum	Buena		
			Pollo crudo + suplemento	100 g	2 veces al día	Trozos cuadrados y se ofrece en un recipiente plástico plano	Buena	Se sugiere colocar los trozos en un recipiente plano, cuando en individuo consuma su propio alimento necesitara de una fuente de agua cerca para lubricar el alimento e ingerirlo.	
			Carne pulpa+ suplemento	100 g	2 veces al día	Trozos cuadrados y se ofrece en un recipiente plástico plano	Buena		

Fuente: Autor. 2017