

UNIVERSITÀ DEGLI STUDI DI PADOVA
DIPARTIMENTO DI MEDICINA ANIMALE, PRODUZIONI E SALUTE
DIPARTIMENTO DI BIOMEDICINA COMPARATA E ALIMENTAZIONE

Corso di laurea magistrale a ciclo unico in Medicina Veterinaria

Analisi del benessere durante la stagione
riproduttiva di una colonia di fenicotteri rosa in
ambiente controllato

Relatore

Prof.ssa Piccirillo Alessandra

Correlatori

Dott. Sandri Camillo

Dott.ssa Spiezio Caterina

Laureanda

Matilde

Franchin

Matricola n.

620179

ANNO ACCADEMICO 2013-2014

INDICE

PREMESSA.....	1
CAPITOLO 1 - ZOO E GIARDINO ZOOLOGICO	4
1.1 CENNI STORICI.....	4
1.2 IL RUOLO DEI GIARDINI ZOOLOGICI	6
1.3 CONSERVAZIONE <i>IN SITU</i> ED <i>EX SITU</i>	8
1.3.1 STRATEGIE DI CONSERVAZIONE <i>EX SITU</i> NEI GIARDINI ZOOLOGICI	10
1.3.2 DIRETTIVA BALAI.....	13
1.4 LA FIGURA DEL VETERINARIO IN UN GIARDINO ZOOLOGICO.....	14
CAPITOLO 2 - BENESSERE ANIMALE	17
2.1 STRESS	19
2.2 INDICATORI DI BENESSERE.....	20
2.3 APPROCCIO FISIOLÓGICO	20
2.4 APPROCCIO ETOLOGICO	22
2.5 ARRICCHIMENTI AMBIENTALI.....	25
CAPITOLO 3 - CURE PARENTALI.....	28
3.1 CURE PARENTALI NEGLI UCCELLI.....	29
CAPITOLO 4 - IL FENICOTTERO ROSA (<i>PHOENICOPTERUS ROSEUS</i>).....	34
4.1 TASSONOMIA.....	34
4.2 MORFOLOGIA	36
4.3 HABITAT	38
4.4 DISTRIBUZIONE.....	39
4.4.1 FENICOTTERI ROSA IN ITALIA.....	40
4.5 MIGRAZIONE	41
4.6 ALIMENTAZIONE	42
4.7 PREDAZIONE	44
4.8 COMPORTAMENTO SOCIALE.....	45
4.9 RIPRODUZIONE E MONOGAMIA	46
4.10 CURE PARENTALI NEI CONFRONTI DEL NIDO, DELL'UOVO E DEL PULCINO	51
4.11 DETERMINAZIONE DEL SESSO	53
CAPITOLO 5 - UCCELLI IN AMBIENTE CONTROLLATO: I FENICOTTERI NEI GIARDINI ZOOLOGICI	56
5.1 CONSERVAZIONE <i>IN SITU</i> ED <i>EX SITU</i> DEGLI UCCELLI	56
5.2 UCCELLI IN AMBIENTE CONTROLLATO	56
5.3 FENICOTTERI: STATO DI CONSERVAZIONE	58
5.4 FENICOTTERI IN AMBIENTE CONTROLLATO	61

5.5 IL REPARTO DEI FENICOTTERI NEI GIARDINI ZOOLOGICI: REQUISITI	62
5.5.1 ARRICCHIMENTI	64
<u>CAPITOLO 6 - OBIETTIVI.....</u>	67
<u>CAPITOLO 7 - MATERIALI E METODI</u>	70
7.1 AREA DI STUDIO	70
7.2 SOGGETTI SPERIMENTALI	73
7.3 PROCEDURA SPERIMENTALE	74
7.4 ANALISI STATISTICA	78
<u>CAPITOLO 8 - RISULTATI.....</u>	81
8.1 SUCCESSO RIPRODUTTIVO	81
8.2 MONOGAMIA	82
8.3 CURE PARENTALI	85
8.4 <i>SINGLE CASE ANALYSIS</i>	90
<u>CAPITOLO 9 - DISCUSSIONE.....</u>	99
<u>CAPITOLO 10 - CONCLUSIONI</u>	105
<u>BIBLIOGRAFIA.....</u>	108
<u>SITOGRAFIA.....</u>	131

PREMESSA

I giardini zoologici giocano un ruolo fondamentale nel *management* delle specie minacciate di estinzione grazie all'attuazione di strategie di conservazione, accompagnate da importanti programmi di riproduzione in ambiente controllato.

Il fine ultimo è quello della conservazione delle specie nei loro habitat naturali e i programmi di riproduzione sono l'unica soluzione per garantire un possibile futuro a molte specie a rischio (Conde *et al.*, 2011).

La continua distruzione degli habitat da parte dell'uomo, i cambiamenti climatici, la caccia, la predazione e la forte competizione tra specie portano sempre più popolazioni animali all'estinzione (Fischlin *et al.*, 2007; Mooney *et al.*, 2009; Conde *et al.*, 2011). È perciò fondamentale portare avanti programmi di riproduzione in ambiente controllato e supportare la conservazione di queste specie (Conde *et al.*, 2011).

L'esistenza dei giardini zoologici e i loro buoni propositi nei riguardi della conservazione, dell'educazione e della ricerca possono essere giustificati solo se viene garantito il benessere degli animali ospitati: solo così possono essere assicurate la salute fisica, la longevità e la riproduzione (Wickins-Drazilová, 2006).

Poiché lo stress può compromettere oltre che la salute stessa, anche il comportamento e la fisiologia riproduttiva, le ricerche comportamentali e la valutazione del benessere negli zoo giocano un ruolo sempre più importante (Carlstead & Shepherdson, 1994).

La ricerca e l'analisi del benessere animale, infatti, devono essere portate avanti costantemente al fine di garantire il successo dei programmi di riproduzione (King, 1994). È in questo modo che si possono ottenere popolazioni *ex situ* di dimensioni sufficienti per i programmi di conservazione e per la salvaguardia delle specie in via di estinzione (Conway, 1989).

Il fenicottero rosa (*Phoenicopterus roseus*) è una specie inserita nella Lista Rossa delle Specie Minacciate (*Red List of Threatened Species*) istituita dalla IUCN (*International Union for Conservation of Nature*), la quale annovera le specie in pericolo di estinzione, anche se, grazie alla protezione garantita dai giardini zoologici e dall'istituzione di aree protette, il numero di esemplari è attualmente in aumento (IUCN, 2012).

Tuttavia questa specie, seppur molto presente nei giardini zoologici, ha un basso tasso di riproduzione in ambiente controllato.

È necessario quindi osservare il comportamento delle colonie di fenicotteri in cattività per valutarne il benessere e comprendere come migliorare la gestione, affinché i programmi di riproduzione e di conservazione *ex situ* possano portare ai risultati sperati.

CAPITOLO 1 - ZOO E GIARDINO ZOOLOGICO

La *World Association of Zoos and Aquariums* (WAZA) nella sua *World Zoo Conservation Strategy* del 1993, anche se non ha fornito una precisa definizione di “zoo”, ha definito le principali caratteristiche che uno zoo deve avere:

- deve possedere e gestire collezioni costituite principalmente da animali selvatici (non-domestici), di una o più specie, che sono ospitati in modo tale che risulti facile studiarli ed osservarli;
- deve mostrare al pubblico almeno una parte della propria collezione per tutto o gran parte dell'anno.

L'AZA (*Association of Zoo and Aquarium*) ha poi provveduto nel 2004 a fornire una definizione più precisa per descrivere zoo e acquari, definendoli come: *istituzione culturale permanente che possiede e mantiene animali selvatici in cattività, i quali rappresentano una collezione e che, sotto la direzione di personale qualificato, fornisce agli animali cure e attenzioni appropriate e li esibisce al pubblico in maniera estetica secondo un programma preciso di orari. Gli obiettivi principali di questa istituzione sono l'esibizione, la conservazione e la necessità di preservare la fauna mondiale in maniera scientifica ed educativa.*

1.1 Cenni storici

Gli zoo descritti dall'AZA sono un fenomeno relativamente recente, la detenzione di animali esotici ha invece origini molto più antiche e ci sono evidenze che risalgono anche a 4.000 anni fa (Hosey *et al.*, 2009).

A partire dagli antichi egizi, che detenevano animali esotici per motivi religiosi o per prestigio, fino ad arrivare al XIX secolo in cui le collezioni di animali selvatici erano considerate simbolo di elevato stato sociale, nonché motivo di vanto di reali o famiglie facoltose (Lauer, 1976; Kisling, 2001; Young, 2008).

Tra il XVII e il XIX secolo queste collezioni, inizialmente private o destinate solo ai membri della nobiltà, vennero aperte al pubblico, portando alla nascita di giardini zoologici come il “*Regent's Park Zoo*” a Londra, in cui nacque la prima società accademica ad interessarsi di animali in cattività, la *Zoological Society of London* e il

“*Jardin des Plantes*” di Parigi, il quale divenne un centro di raccolta per animali esotici confiscati dalla polizia agli espositori ambulanti. L'importanza di questo giardino zoologico è soprattutto da attribuire al fatto che molti scienziati e naturalisti poterono servirsene per i propri studi, iniziando a mostrare interesse per le condizioni degli animali detenuti in cattività e dunque per il loro benessere e per quelli che oggi sono conosciuti come arricchimenti ambientali (Hosey *et al.*, 2009).

In queste strutture però la gestione degli animali era un punto critico, la mortalità era elevatissima e la riproduzione in cattività era praticamente assente. Gli animali venivano catturati nel loro ambiente naturale e quelli che riuscivano ad arrivare indenni negli zoo erano destinati ad una vita in gabbia in condizioni di vita scadenti (Young, 2008).

Tuttavia fino ai primi anni del novecento i giardini zoologici hanno goduto di fama, apprezzamenti e continui sviluppi tanto da arrivare alla realizzazione di uno zoo “senza barriere” basato su immagini di paesaggi naturalistici. Questa struttura venne realizzata a Stellingen vicino ad Amburgo da Carl Hagenbeck, un commerciante e ammaestratore di animali. La sua idea portò all'apertura, nel 1907, di uno zoo-parco permanente in cui gli animali selvatici erano alloggiati in aree rappresentanti le varie regioni del mondo, costruite nel modo più realistico possibile (Hancocks, 2001), separate dai visitatori con fossati e non più con recinti e sbarre. Il pubblico ne fu entusiasta e accorreva al parco per vedere questi paesaggi artificiali, ma allo stesso tempo così realistici, e la fauna che vi era ospitata (Rothfels, 2002).

Le buone premesse per uno sviluppo dei giardini zoologici che fosse favorevole agli animali erano ben presto destinate a svanire con l'avvento negli anni '20 e '30 della cosiddetta *Disinfectant Era*. In questi anni le gabbie e i recinti dei giardini zoologici erano concepiti esclusivamente per essere semplici da pulire, con pavimenti di cemento e pareti piastrellate (Rees, 2011). Il benessere degli animali detenuti passava quindi in secondo piano per lasciare il posto ad un'idea di pulizia e sterilità con gabbie e recinti spogli, freddi e inospitali (Hancocks, 2001).

La *Disinfectant Era* ha tuttavia accelerato il processo di formazione dei moderni giardini zoologici contribuendo, insieme ai movimenti per i diritti degli animali avvenuti negli anni '70 e all'avvento di numerosi programmi televisivi sulla fauna selvatica, alla sensibilizzazione dell'opinione pubblica che finalmente si rendeva conto del contrasto tra i recinti sterili e mal costituiti in cui erano allora mantenuti gli animali selvatici e i loro habitat naturali (Kisling, 2001).

Gli zoo dovettero reinventare la loro idea di *management* per evitare la chiusura, portando alla nuova generazione di giardini zoologici, parchi naturali e bioparchi.

È iniziata così, all'inizio del XX secolo, la costruzione di aree più ampie, ricche di vegetazione e dettagli che avevano l'obiettivo di riprodurre il più fedelmente possibile gli habitat della savana, del deserto, delle foreste. Questa vera e propria "immersione" nel paesaggio veniva condivisa da animali e visitatori, i quali erano liberi di passeggiare all'interno di questi habitat.

La difficoltà gestionale e i pericoli per gli animali e i visitatori hanno fatto ben presto abbandonare questa idea della "*landscape immersion*", lasciando spazio a quelli che sono poi diventati gli attuali zoo, in cui l'obiettivo principale è il benessere animale, ottenuto fornendo all'animale un habitat adatto e sicuro in cui vivere e garantendo una certa barriera tra esso e il visitatore (Hosey *et al.*, 2009).

1.2 Il ruolo dei giardini zoologici

Mantenere gli animali selvatici in cattività può essere un vantaggio per l'educazione dell'uomo sulla conservazione e per la ricerca scientifica, ma può essere vantaggioso per l'animale stesso in quanto la conservazione può andare a beneficio della specie animale in natura. Inoltre, in cattività il benessere animale viene preso attentamente in considerazione e le condizioni possono talvolta essere anche migliori che in natura (Bostock, 1993).

Il ruolo di zoo e parchi zoologici si è evoluto nel tempo: da semplice esposizione di animali esotici, ad un impegno fondamentale nel supporto e nella promozione della conservazione delle specie minacciate, grazie a programmi di riproduzione, mantenendo un eccellente stato di benessere animale e favorendo la ricerca (Hosey *et al.*, 2009).

Le attività umane in continuo aumento hanno portato e portano a una frammentazione e degradazione degli habitat naturali, causano l'isolamento delle specie e aumentano i contatti tra animali selvatici, animali domestici e uomo con effetti deleteri sia sulle popolazioni selvatiche sia sull'ambiente in cui vivono (Deem, 2007). È per questo fondamentale che i giardini zoologici dedichino una particolare attenzione all'educazione del pubblico.

Il ruolo e i compiti dei giardini zoologici sono stati ben definiti dalla Comunità Europea nella direttiva 22 del 1999 (1999/22/CE) relativa alla custodia degli animali selvatici nei giardini zoologici, attuata dal Decreto Legislativo 73 del 21 marzo 2005.

Nell'articolo 3 di tale Decreto è stilata la lista dei requisiti minimi che un giardino zoologico deve avere:

- a) partecipare a ricerche scientifiche, in Italia o all'estero, da cui risultino vantaggi per la conservazione delle specie;
- b) partecipare a programmi di formazione nelle tecniche di conservazione delle specie o scambiare, con altri giardini zoologici o istituzioni operanti nel settore, informazioni sulla conservazione, sull'allevamento *ex situ*, sul ripopolamento o sulla reintroduzione delle specie nell'ambiente naturale;
- c) promuovere ed attuare programmi di educazione e di sensibilizzazione del pubblico e del mondo della scuola in materia di conservazione della biodiversità, fornendo specifiche informazioni sulle specie esposte, sui loro habitat naturali, sulle possibilità ed i tentativi effettuati o pianificati per il loro reinserimento in natura, nonché sulle problematiche di conservazione;
- d) rinnovare ed arricchire il pool genetico delle popolazioni animali custodite *ex situ* attraverso piani di scambi e prestiti per riproduzione, senza ricorrere a pratiche di modificazione genetica, fatto salvo il prelievo di animali dallo stato libero nell'ambito di specifici progetti nazionali ed internazionali tesi alla salvaguardia delle specie e del loro ambiente naturale ed alla tutela del benessere degli animali o alla realizzazione di programmi di educazione ambientale e fatto salvo quanto previsto in materia dalle norme vigenti;
- e) ospitare, in conformità alle linee guida di cui all'allegato 1, gli animali in condizioni volte a garantire il loro benessere ed a soddisfare le esigenze biologiche e di conservazione delle singole specie, provvedendo, tra l'altro, ad arricchire in modo appropriato l'ambiente delle singole aree di custodia, a seconda delle peculiarità delle specie ospitate;
- f) mantenere, in conformità alle linee guida di cui all'allegato 2, un elevato livello qualitativo nella custodia e nella cura degli animali attraverso l'attuazione di un programma articolato di trattamenti veterinari, preventivi e curativi, e fornendo una corretta alimentazione;
- g) adottare, in conformità alle linee guida di cui all'allegato 3, misure idonee ad impedire la fuga degli animali, anche per evitare eventuali minacce ecologiche per le specie indigene e per impedire il diffondersi di specie alloctone;

- h) disporre, in conformità alle linee guida di cui all'allegato 3, misure atte a garantire la sicurezza e la salvaguardia sanitaria del pubblico e degli operatori;
- i) fatti salvi gli obblighi previsti dal decreto del Ministro dell'ambiente e della tutela del territorio in data 8 gennaio 2002, pubblicato nella *Gazzetta Ufficiale* n. 15 del 18 gennaio 2002, tenere ed aggiornare un registro degli esemplari di ogni singola specie ospitata nel giardino zoologico. Detto registro è tenuto a disposizione dei soggetti preposti al controllo di cui all'articolo 6 e copia dello stesso è inviata con cadenza annuale al Ministero dell'ambiente e della tutela del territorio.

1.3 Conservazione *in situ* ed *ex situ*

L'utilità e la necessità di un moderno giardino zoologico sono state ufficialmente definite nel 1992 dalla Conferenza di Rio (CBD: *Convention on Biological Diversity*), in cui si è enunciato il valore della strategia di conservazione *ex situ* integrata a quella *in situ* nella protezione e tutela della biodiversità.

La Convenzione sulla Diversità Biologica (CBD), stipulata dalle Nazioni Unite nel 1992 e ratificata dallo Stato italiano nel 1994, promuove la conservazione della biodiversità *in situ* ed *ex situ*, in caso la prima forma non riesca a garantire la piena salvaguardia della specie.

Con il termine *in situ* si identifica una tipologia di conservazione che si impegna a tutelare gli organismi, piante o animali, nel proprio habitat naturale attraverso l'istituzione di Aree Protette. Per *ex situ* si intende, invece, conservare la biodiversità degli organismi e la loro genetica al di fuori del loro ambiente naturale, ad esempio in zoo e giardini zoologici.

La conservazione *in situ* viene presa in considerazione dalla CBD come prioritaria per agire a lungo termine sulla tutela e il mantenimento della biodiversità, ma non essendo sempre possibile viene riconosciuto di fondamentale importanza anche il ruolo della conservazione *ex situ*.

Le tecniche *ex situ* oltre a favorire gli studi scientifici e promuovere l'educazione ambientale, assicurano la sopravvivenza in cattività di specie a rischio di estinzione o già estinte in natura e permettono di raccogliere materiale per la loro reintroduzione (Håkansson, 2004). Il fine ultimo della conservazione *ex situ* è infatti

quello di fornire un supporto per la sopravvivenza delle specie nel loro ambiente naturale (Wheater *et al.*, 1993).

Gli zoo e i giardini zoologici dunque non si impegnano solo a favorire la conservazione operando in cattività, ma hanno anche un ruolo fondamentale nella reintroduzione in natura degli animali selvatici. Nel 1995 la IUCN (*International Union for Conservation of Nature*), la più antica e influente associazione a livello mondiale, che opera ormai da oltre 60 anni per conservare l'integrità e la biodiversità della natura e assicurare che qualsiasi utilizzo delle risorse naturali sia equo ed ecologicamente sostenibile, ha stilato delle linee guida per la reintroduzione in natura di piante e animali (IUCN/SCC, 1998), le quali sono utilizzate tutt'oggi e costituiscono le basi per molti piani di reintroduzione specie-specifici.

La conservazione delle specie a rischio è attualmente l'obiettivo principale di zoo e parchi naturali ed è accreditata da organizzazioni quali, ad esempio, la WAZA (*World Association of Zoos and Aquaria*), la EAZA (*European Association of Zoos and Aquaria*) e la IUCN.

A tal proposito, a partire dal 1948, è stata istituita dalla IUCN (*International Union for Conservation of Nature*) la Lista Rossa delle Specie Minacciate (*Red List of Threatened Species*), il più completo inventario del rischio di estinzione delle specie animali e vegetali a livello globale.

Le Liste Rosse sono divise in 11 categorie (Figura 1.1) dalla categoria più a rischio a quella meno a rischio di estinzione. Sono incluse anche quelle specie di cui non si hanno sufficienti valutazioni o dati (categorie DD o NE).

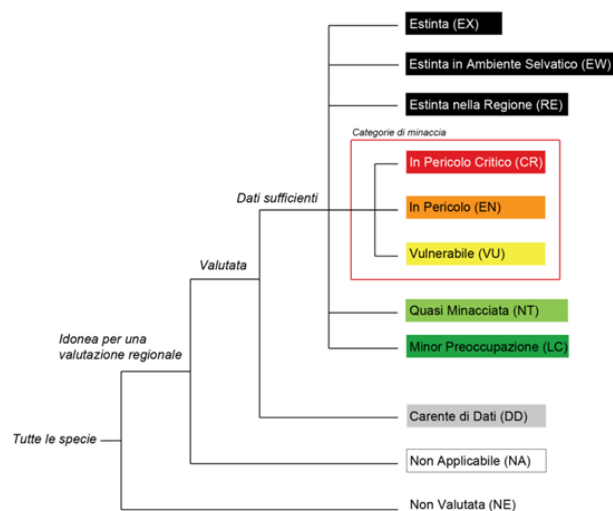


Figura 1.1 Categorie della lista rossa IUCN (IUCN, 2012).

Il 14 luglio 2014 il segretario della CDB ha dichiarato che 50 paesi hanno ratificato il protocollo di Nagoya, che è così entrato ufficialmente in vigore. Questo protocollo, che sostiene e promuove il mantenimento degli habitat e della biodiversità, riporta il cosiddetto “Piano Strategico per la Biodiversità 2011-2020” che include 20 obiettivi ben precisi, denominati *Aichi Targets*, da raggiungere entro il 2020. In particolare in due di questi si fa specifico riferimento alla conservazione degli animali a rischio di estinzione e al mantenimento della diversità genetica:

- *target 12*: entro il 2020 deve essere stata prevenuta l'estinzione delle specie minacciate conosciute, sulla base della Lista Rossa IUCN, e il loro stato di conservazione, in particolare di quelle maggiormente in declino, deve essere stato migliorato o sostenuto;
- *target 13*: entro il 2020 la diversità genetica di piante e animali allevati, domestici o selvatici deve essere mantenuta e devono essere state attuate strategie per minimizzare l'erosione genetica e salvaguardare la loro diversità genetica.

1.3.1 Strategie di conservazione *ex situ* nei giardini zoologici

I giardini zoologici rappresentano i luoghi deputati alla conservazione *ex situ* e come tali devono impegnarsi a garantire le condizioni di vita e benessere ideali per ogni specie ospitata, non solo agendo sull'animale e il suo habitat, ma anche favorendo la ricerca per una possibile reintroduzione in natura.

La reintroduzione è definita come la movimentazione intenzionale di animali, nati o cresciuti in cattività, in aree che hanno storicamente fatto parte del loro *range*, ma dalle quali si sono estinti, al fine di ristabilire o aumentare una popolazione selvatica (Beck *et al.*, 1994).

Affinché il processo di reintroduzione vada a buon fine deve esserci una strategia integrata tra conservazione *ex situ* ed *in situ* (Seal, 1989); i giardini zoologici hanno il compito di preparare gli animali a ciò che incontreranno in natura (Kreger & Hutchins, 2010) e di fornire un ambiente sicuro per la crescita della popolazione grazie a programmi di allevamento e riproduzione. Questa potrà poi essere reintrodotta in natura quando avrà raggiunto una numerosità adeguata e sarà in grado di autosostenersi (Kleiman, 1989). Condizione necessaria per il successo della reintroduzione è la presenza di un habitat ideale e sicuro che accolga la specie, è quindi importante istituire delle Aree Protette (Koontz, 1995).

La reintroduzione può non essere semplice e alcune specie animali non raggiungono i requisiti ideali per essere rilasciati in natura, o per l'assenza di habitat adatti, o per la difficoltà a riprodursi o per l'eccessiva domesticazione della specie (Snyder *et al.*, 1996). È fondamentale perciò che i giardini zoologici garantiscano le condizioni ottimali per il mantenimento ed allevamento degli animali ospitati.

La scelta delle specie da allevare nei giardini zoologici deve essere basata sulla possibilità di raggiungere le finalità di riproduzione e conservazione, educazione e ricerca scientifica.

Nella formazione dei gruppi faunistici devono essere privilegiate le specie minacciate di estinzione in natura e i giardini zoologici devono contribuire (Codice Etico U.I.Z.A-Unione Italiana dei Giardini Zoologici ed Acquari, 1998):

- educando il pubblico ai problemi della conservazione;
- facendo riprodurre animali di specie minacciate;
- partecipando attivamente a programmi nazionali ed internazionali di conservazione *ex situ* ed *in situ*;
- promuovendo iniziative atte ad accrescere l'interesse del pubblico nei confronti dei problemi della natura;
- garantendo uno spazio adeguato per ogni specie ospitata, applicando una corretta programmazione delle nascite;
- assistendo e ospitando quegli animali che non sono più atti alla riproduzione o all'esposizione.

Per ottenere questi obiettivi e svolgere al meglio i propri ruoli, i giardini zoologici cooperano tra loro a livello europeo e mondiale grazie all'appartenenza ad alcune importanti associazioni, quali la WAZA (*World Association of Zoos and Aquaria*) e la EAZA (*European Association of Zoos and Aquaria*).



World Association of Zoos
and Aquariums | **WAZA**
United for Conservation

- **WAZA**: unifica la comunità mondiale di zoo ed acquari e ha l'obiettivo di guidare e sostenere i giardini zoologici, gli acquari e tutte quelle associazioni che si occupano di educazione ambientale, conservazione e di cura e benessere degli animali.

Essa supporta la conservazione globale delle specie, gestendo un Centro di risorse per la conservazione e impartendo informazioni sulla sostenibilità; promuove lo sviluppo di elevati

standard di benessere e gestione degli animali e si occupa del potenziamento di educazione ambientale e ricerca.

La WAZA è un membro fondatore dell'Unione Internazionale per la Conservazione della Natura (IUCN) e promuove l'utilizzo della Lista Rossa IUCN delle specie minacciate; ha memoranda d'intesa con la *Convention on Biological Diversity*, *Convention on Migratory Species*, *Ramsar Convention on Wetlands* e la *Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora (CITES)*, così come con la *IUCN*, *Wild Welfare*, *the Alliance for Zero Extinction* e la *International Zoo Educators Association*.

La WAZA ha lo status di osservatore presso la Conferenza delle Parti della CITES e la Convenzione quadro delle Nazioni Unite sui cambiamenti climatici; inoltre fornisce sostegno alla *Species Survival Commission (SSC)* della IUCN, *Conservation Breeding Specialist Group* dell'IUCN/SSC e all'*American Association of Zoo Veterinarians*.



- **EAZA**: si occupa di facilitare la cooperazione tra zoo e acquari della Comunità Europea verso obiettivi comuni di ricerca, istruzione, conservazione e mantenimento di un elevato standard di benessere animale.

La sua missione viene portata avanti grazie alla pianificazione delle collezioni, effettuata tramite programmi di riproduzione e comitati o gruppi di lavoro, tutti attivamente coinvolti nella conservazione, nella ricerca, nell'educazione, nell'assistenza tecnica, nella nutrizione e così via.

I programmi di riproduzione gestiti dall'EAZA sono due:

- EEP (*European Endangered Species Programme*) è un programma intensivo di gestione delle specie ospitate nei giardini zoologici dell'UE. Ogni specie ha un coordinatore, con specifiche conoscenze sulla specie, che si occupa di raccogliere informazioni e eseguire analisi per la produzione di uno *studbook*, ovvero un registro genealogico, e per istituire un piano per la gestione della specie.

Ogni anno inoltre, vengono stilate delle linee guida che definiscono quali animali sono destinati alla riproduzione e quali no e quali devono essere trasferiti in altri zoo, per consentire il mantenimento di un'alta variabilità genetica e impedire l'*inbreeding*.

- ESB (*European Studbook*) è un programma meno intensivo di gestione delle specie in cui un *keeper* responsabile della specie raccoglie tutte le informazioni utili riguardanti gli individui appartenenti a quella specie (nascite, morti, trasferimenti e altro) ospitati nelle strutture della Comunità Europea iscritte all'EAZA e si impegna ad elargire consigli e linee guida per la gestione della specie.

Questi programmi di riproduzione sono riservati a specie minacciate e a rischio di estinzione, per le quali il contributo di zoo e acquari risulta fondamentale. Se invece fosse già esistente un programma attivo e funzionale di riproduzione in altre parti del mondo, le risorse EAZA verrebbero destinate ad altre specie.

1.3.2 Direttiva Balai

I programmi di conservazione nei giardini zoologici e negli acquari prevedono anche la movimentazione degli animali tra istituzioni, la quale è svolta secondo direttive fornite dai coordinatori dei programmi EEP e ESB e regolamentata dalla Direttiva Balai 92/65/CEE. Si tratta di una direttiva europea che governa il trasporto di animali non-domestici attraverso gli Stati membri dell'Unione Europea, con il rispetto dei controlli veterinari e della salute animale.

È stata approvata nel 2002 e non riguarda solo le movimentazioni di animali selvatici, ma anche di seme, ovuli ed embrioni (Hosey *et al.*, 2009).

L'articolo 4 di questa direttiva racchiude le misure necessarie per la movimentazione degli animali tra le diverse istituzioni.

Gli stati membri si impegnano a:

- far visitare regolarmente gli animali detenuti;
- denunciare all'autorità competente le malattie soggette a denuncia obbligatoria e quelle per le quali lo Stato membro interessato ha istituito un programma di lotta o monitoraggio;
- rispettare le misure nazionali di lotta contro malattie che rivestono particolare importanza per un determinato Stato membro;
- immettere sul mercato al fine di scambio solo animali esenti da sintomi di malattia e non provenienti da allevamenti, zone o istituzioni soggette a misure di divieto applicate dalla polizia sanitaria. Non immettere animali non accompagnati da certificato sanitario o da un documento commerciale, e

accettare sul mercato solo quei soggetti accompagnati da autocertificazione attestante che i suddetti animali non presentino, al momento della spedizione, alcuna manifestazione clinica di malattia e che l'azienda da cui provengono non sia stata sottoposta a misure restrittive di polizia sanitaria;

- rispettare le esigenze che consentano di garantire il benessere degli animali detenuti.

Per essere riconosciuti dalla Direttiva Balai come Stati idonei alla movimentazione e agli scambi degli animali tra le varie istituzioni (Articolo 13) è necessario per la struttura avere al suo interno un veterinario che possa assicurare di seguire le norme previste dalla Direttiva ed è obbligatorio riuscire a garantire il benessere animale di tutti gli individui ospitati.

1.4 La figura del veterinario in un giardino zoologico

Una grande varietà di discipline, inclusa la medicina veterinaria, ha un ruolo chiave nella conservazione della natura e degli animali selvatici.

I veterinari si sono occupati per decenni della conservazione delle specie animali a rischio, ma è negli ultimi tempi che hanno assunto un ruolo di maggiore importanza, poiché, a causa del continuo stress causato al pianeta dall'aumentare dello sviluppo antropologico, è sempre più difficile portare avanti con successo i progetti di conservazione.

Tradizionalmente il ruolo del veterinario era focalizzato principalmente sulla conservazione *ex situ*, assicurando la salute e il benessere degli animali in cattività, agendo o individualmente o scegliendo opzioni terapeutiche di prevenzione per l'intera popolazione ospitata. Ora, con l'aumentare delle responsabilità degli zoo nell'ambito dei progetti di conservazione e reintroduzione, il veterinario ha il compito di occuparsi anche delle tecniche di conservazione *in situ* (Deem, 2007).

Il veterinario si occupa di medicina preventiva e di terapie, di verificare lo stato di benessere, salute e nutrizione degli animali ospitati nei giardini zoologici (Miller, 1992). Oltre al fattore puramente medico, prevenzione e cure, il medico veterinario deve occuparsi, insieme a tutto lo staff che opera in un giardino zoologico, della gestione delle varie specie. La gestione delle specie selvatiche deve essere ottimale e adatta ad ogni popolazione, al fine di assicurarne la sopravvivenza, ma anche la possibilità di riprodursi e allevare la propria prole (Hutchins *et al.*, 1991).

Una cattiva gestione delle popolazioni o degli individui mantenuti in cattività può portare ad un elevato livello di stress negli animali, il quale può avere una grossa influenza sul comportamento, sulla riproduzione, sulla crescita, sul metabolismo e sul sistema immunitario (Fowler & Miller, 2008), aumentando il rischio di insorgenza di infezioni o parassitosi. E' infatti necessario per mantenere in salute un animale ospitato in cattività, garantirne in ogni momento il benessere (Reichard *et al.*, 1998).

A livello europeo esiste una commissione costituita dai veterinari dei giardini zoologici iscritti all'EAZA (*Veterinary Committee*) che assicura la presenza del supporto veterinario alle istituzioni nell'ambito della gestione degli animali.

Inoltre, affinché un'istituzione venga riconosciuta idonea dalla Direttiva Balai, deve avvalersi dei servizi di un veterinario qualificato e riconosciuto dal servizio veterinario ufficiale, il quale ha il compito di applicare ogni giorno la sorveglianza sanitaria.

Il servizio veterinario ufficiale inoltre si occupa di approvare i piani annuali di sorveglianza sanitaria, redatti dai veterinari impiegati nei giardini zoologici.

La *Veterinary Committee* si occupa anche di identificare le principali norme di trasporto degli animali (*Transport Working Group*), facilita la cooperazione tra EAZA e l'*European Association of Zoo and Wildlife Veterinarians* (EAZWV) e collabora con i TAG (*Taxon Advisory Group*) al fine di supportare la gestione degli animali come popolazione europea.

CAPITOLO 2 - BENESSERE ANIMALE

Il concetto di benessere animale è stato affrontato nel 1965 da una commissione di tecnici nella quale era presente un veterinario, Brambell, da cui scaturì un rapporto, il “*Brambell Report*”, in cui è stata richiamata l’attenzione sull’importanza del comportamento nell’analisi del benessere animale e sull’importanza di studi scientifici e ricerca sul benessere. Contrariamente a quanto si pensava al tempo, è stato inoltre riconosciuto il fatto che gli animali possono provare dei sentimenti (Keeling & Jensen, 2009).

In questo report è stato anche enunciato per la prima volta il principio delle cosiddette “cinque libertà” per la tutela del benessere animale. Queste cinque libertà sono state poi riviste dal *Farm Animal Welfare Council* nel 1979 e integrate nel 2011 come segue:

1. LIBERTA’ DALLA FAME E DALLA SETE: consentendo libero accesso all’acqua fresca e ad una dieta che mantenga salute e vigore;
2. LIBERTA’ DAL DISAGIO: garantendo un ambiente appropriato che includa ripari e aree confortevoli per il riposo;
3. LIBERTA’ DAL DOLORE, DALLE FERITE E DALLE MALATTIE: tramite la prevenzione o una rapida diagnosi con trattamenti efficaci;
4. LIBERTA’ DI ESPRIMERE COMPORAMENTI NATURALI: assicurando spazi sufficientemente ampi, reparti adeguati e socialità specie-specifica;
5. LIBERTA’ DALLA PAURA E DALLO STRESS: garantendo trattamenti e condizioni che evitino la sofferenza mentale.

Dopo il report di Brambell, molti scienziati hanno tentato di definire il benessere e da questi sono scaturiti due aspetti: il primo legato al buon funzionamento della fisiologia dell’animale, che pone attenzione sulla salute, il successo riproduttivo, la crescita etc.; l’altro legato all’esperienza soggettiva dell’animale e dunque, ad esempio, il piacere.

Il benessere può quindi essere valutato nel breve-termine, osservando le esperienze soggettive dell’animale, oppure nel lungo-termine analizzando le sue funzioni biologiche (Keeling & Jensen, 2009).

Il benessere è stato definito poi da Broom come “la condizione di un individuo rispetto alla sua capacità di adattarsi all’ambiente” e da questa definizione ne deriva che la sofferenza o la salute di un animale può dipendere anche dalla capacità o

meno di adattarsi all'ambiente in cui esso viene allevato, ospitato, ricoverato, trasportato (Broom, 1988). L'autore ha proposto il controllo del benessere tramite la registrazione di malattie, ferite, verificarsi di comportamenti anormali, cambiamenti fisici legati allo stress, tasso di crescita e successo riproduttivo considerando sia le emozioni, che sono parte del processo di adattamento, sia la salute (Broom, 1996). Hughes e Duncan, sempre nel 1988, hanno enunciato un'altra definizione considerando il benessere "uno stato di salute mentale e fisica in cui l'animale è in armonia con l'ambiente" dalla quale scaturisce la necessità di porre l'attenzione sull'ambiente in cui l'animale vive. Per Moberg (1996), invece, per valutare il benessere è fondamentale *in primis* considerare la sofferenza causata dallo stress. Non sembra quindi esserci una definizione univoca di benessere, la quale però deve comprendere necessariamente concetti come: la salute fisica e mentale, l'armonia con l'ambiente e la capacità di adattarsi ad esso senza sofferenza (Duncan & Dawkins, 1983).

Il benessere animale in ambiente controllato viene quindi fortemente influenzato dalla gestione che si adotta, la quale deve essere necessariamente adeguata alla biologia della specie (Hosey *et al.*, 2009).

È fondamentale permettere agli animali ospitati in cattività di esprimere i propri bisogni etologici, fornire la possibilità di svolgere attività come il gioco, l'esplorazione e altri comportamenti specie-specifici come arrampicarsi, volare, scavare, nascondersi, nuotare (Kagan & Veasey 2010).

Un buono stato di benessere è sinonimo di un buono stato di salute (Keeling & Jensen, 2009). L'obiettivo primario di una struttura zoologica che ospita gli animali selvatici è fornire ad ogni individuo un ambiente che ne assicuri il benessere e la salute. Questo ambiente deve garantire una qualità di vita tale per cui l'animale ospitato sia privo di segni di stress acuto o cronico o di *discomfort* che ne possano limitare la salute fisica o mentale (Balm 1999; Moberg & Mench, 2000). L'ambiente fornitogli deve essere simile all'ambiente di origine della specie ospitata, non solo strutturalmente, ma anche tale da consentire un contesto sociale e stimolazioni specie-specifiche simili a quelle naturali, importanti dal punto di vista biologico ed etologico (Maple *et al.*, 1995).

In una struttura zoologica adeguata il grado di benessere degli animali può essere valutato con la presenza di comportamenti specie-specifici e l'assenza di comportamenti anormali, con la presenza di salute fisica e qualità della vita tali da

aumentare la longevità della specie e con il successo riproduttivo (Clarke *et al.*, 1982).

2.1 Stress

Lo stress è una risposta del corpo ad un'alterazione fisiologica o psicologica, al fine di ristabilire il normale equilibrio dell'organismo. La risposta fisiologica allo stress è fortemente correlata a quella comportamentale. Eventi stressanti, denominati *stressor*, scatenano una serie di meccanismi adattativi e reazioni comportamentali volti a ristabilire l'omeostasi dell'organismo (Moberg, 2000).

Gli *stressor* costituiscono tutti quegli stimoli che impediscono e alterano il corretto funzionamento dell'organismo (Selye, 1973) e possono originare da cause fisiologiche come dolore, malattie, condizioni di caldo o freddo intensi, mancanza di cibo o acqua; cause psicologiche, come paura ed ansia; cause sociali, come conflitti e difficoltà di adattamento.

Questi stimoli possono essere avvenimenti singoli e brevi o possono essere prolungati e continuati portando rispettivamente ad uno stress acuto o ad uno stress cronico (Selye, 1973).

Lo stress acuto si verifica una sola volta ed è di breve durata, la reazione fisiologica adattativa che provoca questo tipo di stress sull'organismo consiste nell'attivazione del Sistema Nervoso Autonomo e dell'asse ipotalamo-ipofisi-surrene con rapido ritorno degli indici fisiologici, come ad esempio frequenza cardiaca e respiratoria, a livelli basali (Sjaastad *et al.*, 2010).

Eventi stressanti severi e prolungati o consecutivi e ripetuti portano comunque all'attivazione dei meccanismi adattativi che può avvenire allo stesso modo o in maniera aumentata, ma il ripristino dell'omeostasi avviene solo in tempi molto lunghi o non avviene affatto: si parla in questo caso di stress cronico (Carstens & Moberg, 2000). Le risposte fisiologiche dell'organismo possono dunque diventare dannose per l'organismo stesso, causando effetti deleteri come il calo delle difese immunitarie (Dhabhar & McEwen, 1997).

Lo stress non è propriamente considerato un indicatore di cattivo benessere, ma può diventarlo in caso di stress cronico (Fraser *et al.*, 1975).

Uno stress cronico può compromettere il benessere animale in maniera misurabile sia a livello fisiologico che comportamentale (Dawkins, 1998).

2.2 Indicatori di benessere

La valutazione del benessere corrisponde alla misurazione, con metodiche standardizzate e ripetibili, delle risposte comportamentali o fisiologiche che l'animale mette in atto per adattarsi all'ambiente in cui vive e in conseguenza a fattori stressanti (Morgan & Tromborg, 2007). L'organismo risponde alle varie situazioni ambientali con cambiamenti comportamentali come primo segno di necessità di adattamento e con meccanismi fisiologici che possono avere ripercussioni sullo stato di salute.

Poiché il comportamento è una delle espressioni dello stato dell'organismo, per valutare il benessere dell'animale è fondamentale conoscerne l'etogramma, cioè il repertorio comportamentale della specie (Dawkins, 2004; Bacon, 2011).

Gli studi relativi al benessere, al fine di avere una visione completa ed evidenziare eventuali problemi di stress acuto o cronico, prendono in considerazione una serie di reazioni comunemente chiamate "indicatori", che possono essere (Canali, 2008):

- comportamentali: etogramma, comportamenti anormali;
- patologici: lesioni, malattie;
- fisiologici: livelli ormonali, frequenza cardiaca;
- produttivi: accrescimento, fertilità, successo riproduttivo (se previsto).

Per la ricerca del benessere vengono quindi valutati sia i fattori fisiologici (approccio fisiologico) sia i fattori comportamentali (approccio etologico).

Per approccio fisiologico si intende il monitoraggio delle funzioni biologiche dell'animale, la funzionalità del suo organismo e altri parametri come la salute, la longevità e il successo riproduttivo (Hosey *et al.*, 2009; Candotti *et al.*, 2005).

L'approccio etologico considera invece il repertorio comportamentale dell'animale che deve essere il più possibile simile a quello dei conspecifici in natura (Fraser *et al.*, 1997).

2.3 Approccio fisiologico

Fattori stressanti causano un'alterazione dell'omeostasi; la risposta dell'organismo sarà sempre quella di ripristinare l'omeostasi per ritornare ad uno stato di equilibrio, cosicché possa svolgere le funzioni necessarie alla sopravvivenza (Selye, 1973). Per questo, l'approccio fisiologico alla valutazione del benessere animale prende in considerazione il corretto funzionamento dell'organismo, valutando la funzionalità

del sistema endocrino, nervoso ed immunitario, ma anche fattori quali la frequenza cardiaca, i parametri ematici e il profilo biochimico che possono essere indicatori di uno stato di stress dell'animale (Hosey *et al.*, 2009).

Il processo fisiologico che sta alla base della risposta agli *stressor* è mediato dall'attivazione dell'asse ipotalamo-ipofisi-surrene e dall'asse simpatico-adrenomidollare. In generale, le attivazioni sia centrali che periferiche comportano l'interazione delle risposte endocrine e comportamentali a breve termine (acute) che preparano l'animale ad una risposta immediata di adattamento, e a lungo termine (croniche) che comprendono risposte neuroendocrine, immunitarie e metaboliche all'evento stressante (Earley *et al.*, 2010).

L'asse ipotalamo-ipofisi-surrene risponde a una grande varietà di eventi stressanti innescando il rilascio da parte dell'ipotalamo del *corticotrophin releasing hormone* (CRH), che stimola l'ipofisi a produrre l'ormone adrenocorticotropo (ACTH), il quale a sua volta stimola la produzione e il rilascio di glucocorticoidi (principalmente cortisolo) da parte della corticale del surrene.

L'asse simpatico-adrenomidollare, invece, prevede l'attivazione del Sistema Nervoso Simpatico che stimola il rilascio di catecolamine dalla midollare del surrene (Sjaastad *et al.*, 2010). L'attivazione di questo asse è implicata nella risposta allo stress acuto, le catecolamine provocano infatti vasodilatazione a livello muscolare, con un aumento dell'apporto ematico a questo livello permettendo il verificarsi della cosiddetta "risposta del combatti e fuggi" (*fight or flight response*), in cui l'organismo risponde prontamente per allontanarsi dall'evento stressante (Cannon, 1929).

Questa risposta non può essere tollerata a lungo dall'organismo poiché l'apporto sanguigno convogliato al sistema muscolare ne causa una privazione agli altri distretti vitali. *Stressor* di intensità elevata o prolungati nel tempo possono arrecare, infatti, gravi danni alla salute dell'animale (Selye, 1973; Goldstein, 1987).

Se gli eventi stressanti permangono, entra in gioco l'asse ipotalamo-ipofisi-surrene con un aumento sostanziale di glucocorticoidi nel circolo ematico, il quale può causare un livello di immunosoppressione tale da rendere l'animale molto più soggetto a contrarre malattie; inoltre se gli eventi stressanti non cessano o se l'animale non riesce ad avere risposte adattative efficaci si può arrivare alla compromissione di importanti funzioni organiche e talvolta alla morte (Hosey *et al.*, 2009).

La secrezione di ormoni come risposta a stimoli stressanti ha permesso l'utilizzo di questi come indicatori di stress e quindi di benessere. La misurazione del cortisolo e

dei suoi metaboliti è infatti un indice affidabile della funzionalità surrenalica in risposta allo stress. La concentrazione di glucocorticoidi e metaboliti può essere misurata in varie matrici come sangue, saliva, urine e feci (Möstl & Palme, 2002). I campioni fecali sono da preferire in quanto il prelievo, oltre ad essere il più semplice e pratico, non prevede il contatto diretto ed è il meno invasivo per l'animale, minimizzando le fluttuazioni nei livelli ormonali (Hodges *et al.*, 2010).

In molte specie di mammiferi è stata dimostrata la prevalenza dell'escrezione fecale, che avviene circa 24-48 ore dopo la comparsa in circolo del cortisolo (Palme *et al.*, 1997; Bahr *et al.*, 2000; Hernandez-Jauregui *et al.*, 2005).

In feci e urine sono principalmente rinvenuti i metaboliti del cortisolo, poiché questo ormone viene rapidamente metabolizzato a livello epatico.

La misurazione del cortisolo e dei suoi metaboliti nelle feci è svolta attraverso procedure immunologiche con l'utilizzo di anticorpi specifici, come le tecniche di *Radioimmunoassay* (RIA) e l'*Enzymeimmunoassay* (EIA). La prima si serve di un ormone marcato con isotopi radioattivi come tracciante competitivo nel processo quantitativo, nella seconda, invece che ormoni, vengono utilizzati enzimi marcati (Hodges *et al.*, 2010).

La concentrazione di cortisolo è soggetta a variazioni durante la giornata o durante le stagioni, bisogna quindi tenere conto del ritmo circadiano con cui vengono secreti questi ormoni: alcuni studi dimostrano che i livelli più alti si riscontrano al mattino e i più bassi alla sera (Ruis *et al.*, 1997; Thun *et al.*, 1981). I livelli di cortisolo possono essere influenzati anche da fattori specie-specifici, dall'età, dal sesso e da fattori legati all'ambiente; è perciò fondamentale associare le variazioni del cortisolo (approccio fisiologico) ai parametri comportamentali (approccio etologico) (Hosey *et al.*, 2009).

2.4 Approccio etologico

L'approccio etologico per la valutazione del benessere si basa su osservazioni non invasive del comportamento degli animali per valutare che sia mantenuto l'etogramma tipico della specie e che non insorgano comportamenti anormali o innaturali (Fraser *et al.*, 1997).

I comportamenti innaturali sono dei comportamenti che non vengono rilevati dall'osservazione dei conspecifici in natura. Tuttavia non tutti i comportamenti

innaturali sono da considerarsi anormali, ma possono essere il risultato dell'adattamento all'ambiente in cattività.

I comportamenti anormali, invece, consistono in comportamenti raramente osservabili in natura e che non sono finalizzati alla sopravvivenza o all'adattamento all'ambiente, né del singolo individuo né della popolazione. Tali comportamenti non hanno un obiettivo e non ne è riconoscibile nessuna funzione. Possono includere anche comportamenti normali svolti con frequenze anormali o in contesti anormali (Poole, 1988).

Alcuni di questi comportamenti anormali possono essere (Meyer-Holzapfel, 1968):

- reazioni anormali di fuga;
- rifiuto del cibo;
- stereotipie;
- auto-mutilazioni;
- apatia;
- perversioni dell'appetito;
- relazioni madre-figlio anomale;
- comportamenti infantili prolungati o regressione;
- *overgrooming*.

I comportamenti normali non sono più definiti tali quando il tempo di manifestazione aumenta o diminuisce bruscamente rispetto alla normalità. In questo caso, diventano dei comportamenti anormali "quantitativi" che possono essere rappresentati ad esempio da iperaggressività, *overgrooming*, ovvero un eccesso di pulizia del corpo, inattività.

Altri comportamenti anormali, come le stereotipie, sono molto diversi dai comportamenti registrati in natura e vengono definiti comportamenti anormali "qualitativi" (Erwin & Deni, 1979).

Il verificarsi di tali comportamenti può essere causato da uno stato di stress o di sofferenza dell'animale o comunque da una diminuzione del suo stato di benessere (Novak, 2003).

Ambienti inadeguati in cattività, scarsa o errata nutrizione, comportamenti scorretti dei visitatori, gestione non corretta possono provocare stress agli animali in cattività e conseguente manifestazione di comportamenti anormali; i più frequenti in questi casi sono le stereotipie.

Le stereotipie sono comportamenti che si ripetono in maniera invariata e non hanno uno scopo evidente. Le cause per cui questi comportamenti anomali si verificano

sono legate principalmente alla presenza di un ambiente carente o privo di stimoli, ma possono talvolta verificarsi anche se l'animale viene spostato in un ambiente più idoneo (Mason, 1991; Mason, 2006). Possono, infatti, essere associate anche ad eventi stressanti e potrebbero rappresentare un tentativo dell'animale di sopperire alle mancanze dell'ambiente in cui vive (Rushen, 1993; Broom, 1998; Mason & Latham, 2004).

Tra le stereotipie che possono manifestarsi negli animali ospitati in ambiente controllato ci sono:

- *pacing* ovvero il camminare avanti e indietro lungo percorsi stabiliti, in linea retta, in circonferenza o seguendo una figura a "8" (Hediger, 1964); questo comportamento si verifica soprattutto in quegli animali che in natura occupano grandi territori, come ad esempio gli orsi polari (*Ursus martimus*) (Wechsler, 1991);
- *swaying* ossia ondeggiare ritmicamente il capo, tipico ad esempio degli elefanti (Wilson *et al.*, 2004);
- stereotipie orali come *licking* o *biting* quindi il leccare o mordere in modo compulsivo gli oggetti (Bashaw *et al.*, 2001; Mills & Marchant-Forde 2010).

Possono verificarsi anche altri tipi di movimenti ripetitivi e un animale può svolgere anche contemporaneamente più di uno di questi (Mills & Marchant-Forde 2010).

Garantire un ambiente privo di stimoli stressanti promuove il repertorio comportamentale naturale limitando l'instaurarsi di comportamenti anormali e promuove la salute, la riproduzione, i comportamenti affiliativi e le cure parentali (Kagan & Veasey, 2010).

L'approccio etologico per verificare il benessere animale è quindi fondamentale e per avere delle valutazioni obiettive sui comportamenti manifestati dagli animali in cattività è necessario valutare il *time budget*, o meglio la distribuzione dei comportamenti manifestati dagli individui.

Grazie alla comparazione con il *time budget* dei corrispettivi in natura si possono identificare eventuali problemi di benessere (Mallapur & Chellam, 2002; Melfi & Feistner, 2002).

2.5 Arricchimenti ambientali

Gli arricchimenti ambientali costituiscono qualunque cambiamento apportato alla gestione o all'ambiente in cui vive un animale in ambiente controllato con lo scopo di migliorarne il benessere.

Quando un animale non si trova in un ambiente naturale ha la necessità di ricevere continui stimoli, non importa quanto sia bello e realistico il reparto in cui è ospitato, l'importante è che l'ambiente in cui vive sia in grado di stimolare la manifestazione di comportamenti naturali.

Gli obiettivi da raggiungere con l'introduzione di arricchimenti ambientali sono (Young, 2008):

1. aumentare la varietà dei comportamenti naturali;
2. ridurre la frequenza di comportamenti anormali;
3. aumentare il numero di *pattern* comportamentali specie-specifici;
4. favorire l'utilizzo positivo dell'ambiente;
5. aumentare l'abilità di superare ogni situazione nel modo più normale e naturale possibile.

Molti studi hanno già dimostrato l'effettiva efficacia degli arricchimenti, ad esempio nella riduzione significativa delle stereotipie (Swaisgood & Shepherdson, 2005).

Gli arricchimenti ambientali esistono in diverse forme (Hosey *et al.*, 2009):

- Arricchimenti alimentari: consistono nella somministrazione di cibo in maniera diversa dal solito o nella somministrazione di un nuovo tipo di alimento in modo tale da stimolare l'animale nella ricerca e rendere il consumo più lungo e laborioso. La somministrazione del cibo sempre agli stessi orari e sempre nello stesso recipiente possono infatti provocare nell'animale un senso di noia e frustrazione (Martin, 1999).

Con questo tipo di arricchimenti si stimola il *foraging*, ad esempio semplicemente nascondendo il cibo nel terreno; questo metodo è stato dimostrato diminuire i comportamenti anormali e aggressivi nei primati (Baker, 1997). Altri metodi prevedono di nascondere il cibo in dei recipienti da aprire oppure prevedono la somministrazione di un alimento a basso contenuto calorico, in modo da stimolarne nuovamente la ricerca.

Il cibo inoltre motiva gli animali ad utilizzare questo tipo di arricchimento poiché la ricompensa finale ai loro sforzi è il cibo stesso.

- Arricchimenti strutturali: comprendono tutti i cambiamenti apportati ai reparti degli animali con l'introduzione di oggetti o strutture permanenti o temporanei. Possono essere introdotti nell'ambiente oggetti come piattaforme, stagni, corde, travi su cui arrampicarsi o oggetti che possono essere manipolati come giocattoli etc; questi hanno il compito di aumentare l'interesse degli animali e la loro interazione con l'ambiente.
- Arricchimenti sensoriali: includono qualunque cosa che possa stimolare i sensi degli animali. Si tratta dunque di stimoli visivi, come la proiezione di immagini; uditivi, come rumori, registrazioni di vocalizzazioni o canti di uccelli; olfattivi, come utilizzo di aromi o di campioni organici di prede, molto usati per stimolare l'attività dei carnivori.
- Arricchimenti sociali: comprendono tutte le interazioni con altri animali o con le persone. L'interazione con i conspecifici è di massima importanza soprattutto nelle specie che vivono in gruppi; da non sottovalutare anche l'importanza delle interazioni con specie diverse. In questo caso la costruzione di *mixed-species exhibits* favorisce la convivenza nello stesso reparto di specie diverse che in natura condividono lo stesso habitat .
- Arricchimenti cognitivi: consistono nell'introduzione nei reparti di oggetti insoliti che richiedono la risoluzione di problemi di differenti difficoltà al fine di stimolare mentalmente l'animale. Un esempio può essere la creazione di un percorso complicato per raggiungere il cibo.
Gli arricchimenti più adatti vengono scelti in base alle abitudini eco-etologiche ed alle attitudini delle varie specie e vengono effettuati secondo programmi ben precisi, valutandone sempre l'efficacia (Hosey *et al.*, 2009).

CAPITOLO 3 - CURE PARENTALI

Le cure parentali sono comuni in tutto il Regno animale e sono differenti da specie a specie per quanto riguarda il tempo impiegato e le risorse investite dai genitori nella cura della prole. Spesso c'è una considerevole differenza tra i sessi: in molte specie sono le femmine ad impiegare più risorse nella cura dei piccoli, in altre specie sono i maschi, in altre ancora le cure parentali sono più o meno condivise da entrambi i genitori (Gonzalez-Voyer & Kolm, 2010).

Le cure parentali rappresentano tutti quei comportamenti effettuati dai genitori allo scopo di favorire la crescita e le probabilità di sopravvivenza della propria prole. Si tratta di comportamenti specifici come la costruzione del nido, la cura dei piccoli, l'allattamento, la somministrazione di altro cibo o il trasferimento termico. Altri comportamenti aspecifici possono essere manifestati in concomitanza alle cure parentali, come ad esempio l'aumento della vigilanza e dell'aggressività (Rosenblatt, 2003).

Generalmente si parla di cure paterne e materne, in quanto molto spesso sono o il maschio o la femmina a prendersi cura della prole. Nella maggior parte delle specie in cui si riscontrano cure parentali condotte da un solo genitore, è la femmina a prendersi carico della prole, probabilmente perché le femmine hanno un maggior dispendio iniziale di energie rispetto ai maschi per la produzione dei gameti ed è importante per esse continuare a investire nelle cure per non perdere quanto già investito (Trivers, 1972; Kokko & Jennions, 2008).

Talvolta sono entrambi i genitori a mostrare cure parentali; la competizione tra sessi tende in questi casi a diminuire e aumenta invece la probabilità di riscontrare legami monogamici (Ridley, 2000). La monogamia è, infatti, tipica delle specie con cure biparentali (Clutton-Brock, 1991) e la possibilità di poligamia viene ridotta dal dispendio di tempo ed energia richiesto da ciascun genitore, che ne causa una riduzione della sua sopravvivenza (Lessells 1999; Balshine *et al.*, 2002).

La dipendenza della prole dai genitori varia a seconda che si tratti di una specie a prole atta o a prole inetta; in molte specie l'investimento parentale riguarda solo la produzione di gameti, in quanto piccoli appena nati sono già autosufficienti, in altre invece le cure parentali durano anche dopo lo svezzamento, come nel caso di molti uccelli o mammiferi, tra cui l'uomo (Gonzalez-Voyer & Kolm, 2010).

3.1 Cure parentali negli uccelli

Gli uccelli sono animali a fecondazione interna con sviluppo esterno dell'embrione tramite l'incubazione, che avviene in luoghi differenti a seconda della specie. La maggior parte degli uccelli si impegna nella costruzione di nidi più o meno elaborati in cui deporre le uova, i quali possono essere costituiti dai più svariati materiali come erba, ramoscelli, piume, peli di mammiferi, fango, conchiglie, ciottoli, ragnatele o alghe, altri uccelli possono deporre le loro uova direttamente sul terreno o in antri naturali (Hickman *et al.*, 2007).

Le cure parentali negli uccelli seguono un modello ben preciso che comprende deposizione, incubazione delle uova e cure nei confronti dei pulcini (Rosenblatt, 2003).

Il 90% delle specie di uccelli mostrano cure biparentali e comportamenti monogami (Lack, 1968); alcune specie come certi pappagalli, oche o cigni, scelgono uno stesso partner per tutta la vita o comunque rimangono insieme durante tutto l'anno. La forma più comune però è la monogamia stagionale, in cui gli uccelli scelgono un partner che rimarrà lo stesso per tutta la stagione riproduttiva, ma per il resto dell'anno conducono una vita indipendente o di gruppo (Hickman *et al.*, 2007).

In una specie monogama è fondamentale che entrambi i genitori diano un contributo nella cura della prole, in caso contrario può sopraggiungere una seria diminuzione del successo riproduttivo (Paredes *et al.*, 2006).

Al contrario dei mammiferi, inoltre, le femmine degli uccelli non sono dotate di una fonte interna di cibo per nutrire i piccoli (come il latte nel caso dei mammiferi), perciò è necessario un coinvolgimento di entrambi i sessi nelle cure parentali, come la cova o la ricerca di cibo (Hickman *et al.*, 2007).

Anche la difesa del nido è spesso svolta da entrambi i genitori e a volte ci sono adulti non accoppiati che si associano ad una coppia per l'intera stagione riproduttiva contribuendo alla difesa del nido e alla cova; normalmente però non nutrono i piccoli (Cockburn, 2006).

Ci sono casi in cui è solo la femmina che si occupa della cova, mentre è il maschio a procurarle il cibo ed altri ancora in cui i ruoli sono invertiti e le cure parentali sono interamente a carico del maschio: in queste ultime si nota un dimorfismo sessuale e la femmina è di dimensioni maggiori, con una livrea più colorata del maschio (Geary, 2005).

Spesso i due sessi si specializzano in una certa attività, le femmine ad esempio rivestono un ruolo fondamentale nell'incubazione dell'uovo, i maschi invece sono più coinvolti nella difesa del nido o nella nutrizione della femmina in cova.

Nelle cure biparentali, in caso venisse a diminuire il dispendio energetico e lo sforzo di uno dei genitori nei confronti delle cure delle uova o della prole, si ha spesso una compensazione da parte dell'altro genitore; il contributo offerto da ogni genitore dipende, infatti, dall'investimento fornito dal partner (Magrath *et al.*, 2005).

Inoltre, una femmina che sceglie un maschio che mostra elevato impegno nelle cure parentali sarà favorita dalla selezione naturale e sarà svantaggiata se si accoppierà con un maschio che mantiene un legame con più femmine: in questo caso, infatti, esso dividerà i suoi sforzi nelle cure di due famiglie e darà un contributo minore di un maschio che si dedica ad una sola femmina; le femmine tendono quindi a rafforzare la monogamia (Hickman *et al.*, 2007).

La femmina pone molta attenzione nella scelta del maschio anche perché sarà questa scelta a fornire vantaggi alla futura prole, sia per quanto riguarda geni per l'attrattiva sessuale e la vitalità, sia per quanto riguarda la *fitness* della femmina stessa (Møller & Thornhill, 1998).

In alcune specie di uccelli con cure parentali maschili, i maschi più attraenti forniscono più cure parentali rispetto ai maschi meno attraenti (Palokangas *et al.*, 1994), mentre in altre specie si verifica il contrario (Burley, 1988). È essenziale, quindi, che la femmina sia in grado di scegliere il maschio più adatto a contribuire alla *fitness* della prole.

Generalmente le opportunità di benefici diretti sulla *fitness* sono più evidenti nelle specie con cure biparentali o cure uniparentali maschili, che in specie in cui le cure maschili sono assenti (Møller & Thornhill, 1998).

Una piccola percentuale di specie di uccelli (circa l'1%) evita ogni tipo di cure parentali attraverso un fenomeno di "parassitismo", deponendo le proprie uova in nidi di altre specie di uccelli e sfruttando le cure parentali di questi "genitori adottivi", oppure covano le uova approfittando del calore geotermico (Davies, 1992; Jones *et al.*, 1995).

Per gli uccelli poligami invece il problema delle cure parentali non si pone, in quanto la prole è precoce e si alimenta da sola al seguito della madre (Hickman *et al.*, 2007).

Le cure parentali nei confronti della prole differiscono a seconda che i piccoli siano precoci (anche detti "nidifughi") o inetti (implumi o "nidicoli"). I pulcini precoci sono,

ad esempio, quelli dei polli, delle anatre, delle quaglie e della maggior parte degli uccelli acquatici, nascono ricoperti da piumino e appena questo si asciuga, sono già in grado di camminare e nuotare e, nel giro di pochi giorni, imparano a procurarsi parte del nutrimento in modo autonomo. I piccoli inetti, invece, nascono spesso nudi e ciechi, non sono in grado di reggersi sulle zampe, restano sul nido per almeno una settimana e dipendono completamente dai genitori, un esempio è dato da passeracei, picchi o pellicani. I pulcini di alcune specie mostrano caratteristiche intermedie tra le due categorie (rapaci e gabbiani ad esempio), possono essere già coperti di piumino e con gli occhi aperti alla nascita, ma non essere in grado di muoversi dal nido e con il bisogno di venire imbeccati.

Sia la prole precoce sia la prole inetta necessitano di cure parentali subito dopo la nascita; tuttavia l'impegno dei genitori è molto maggiore nel secondo caso. Essi devono portare cibo ai loro pulcini inetti in continuazione poiché la quantità di cibo ingerita da questi piccoli è molto maggiore rispetto al loro peso ed è per questo che la loro crescita avviene molto rapidamente. È molto più dispendioso per gli adulti occuparsi di prole inetta anche perché questa è molto più soggetta a predazione e a morte causata dalle intemperie.

Apparentemente, quindi, la prole precoce sembra essere quella di maggior successo, ma è opportuno ricordare che le femmine di specie a prole inetta spendono molte meno energie nella produzione delle uova, le quali sono piccole e con minore tuorlo, e quindi in caso di perdita dell'uovo o mancata schiusa possono rapidamente deporre un altro uovo (Gill, 1995; Hickman *et al.*, 2007).

Il grado di sviluppo del pulcino influenza quindi l'intensità e la quantità di cure parentali manifestate dai genitori (Olson *et al.*, 2007). I pulcini precoci (*precocial*, *superprecocial*) sono caratterizzati da modelli di semplici cure parentali, anche con minima presenza al nido da parte dei genitori e nido di struttura poco complessa. Le specie con prole inetta (*altricial*, *superaltricial*) hanno cure parentali più sofisticate, con formazione di nidi strutturalmente più complessi e grande attenzione verso la prole (Figura 3.1) (Dial, 2003).

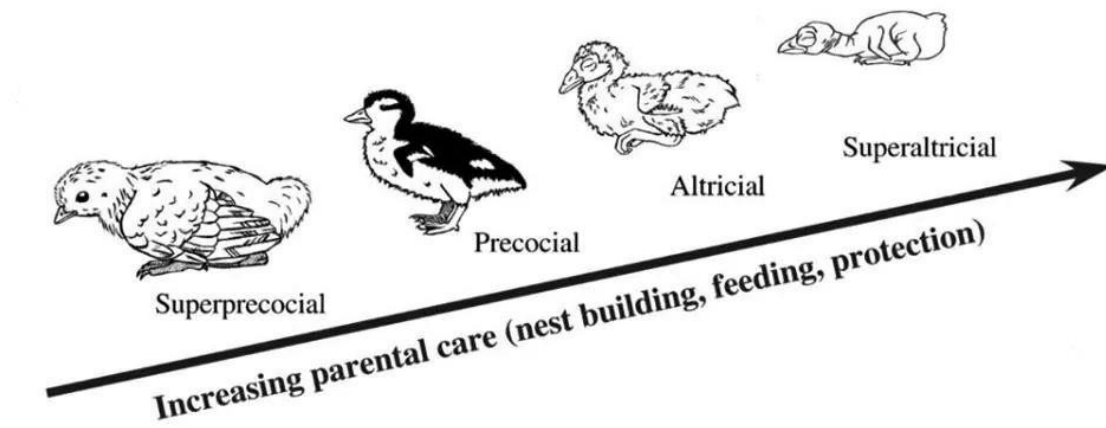


Figura 3.1 Grado di sviluppo del pulcino e cure parentali associate (Dial, 2003).

La quantità di cure parentali fornite dai genitori può essere influenzata anche dall'ambiente: in ambienti freddi, per esempio, le uova e i piccoli necessitano costantemente di cure, entrambi i genitori devono occuparsi dell'incubazione e di mantenere sempre il pulcino al caldo (Olson *et al.*, 2007).

In molte specie di uccelli inoltre l'allevamento dei piccoli continua fino alla loro indipendenza (Székely *et al.*, 1996), in certi casi i giovani possono restare con i genitori per un periodo variabile da uno a tre anni, aiutandoli a sorvegliare i piccoli delle nidiate successive, per poi allontanarsi definitivamente per fondare una nuova famiglia (Gill, 1995).

Poiché le cure parentali rappresentano un importante dispendio energetico per i genitori, possono influenzare anche la fecondità e la sopravvivenza del genitore stesso, riducendone la *fitness* diretta, ovvero la misura del successo riproduttivo individuale (Trivers, 1972; Clutton-Brock, 1991; Lessells, 1991; Promislow, 2003; Solomon *et al.*, 2009).

L'importanza delle cure parentali però risiede nell'aumentata probabilità di sopravvivenza della prole e in assenza di esse si andrebbe incontro al fallimento riproduttivo (Paredes *et al.*, 2006; Solomon *et al.*, 2009).

CAPITOLO 4 - IL FENICOTTERO ROSA (*Phoenicopterus roseus*)

4.1 Tassonomia

Le origini evolutive dei fenicotteri restano tuttora sconosciute, nonostante essi costituiscano uno dei più antichi *taxa* di uccelli, che comprende ritrovamenti fossili risalenti fino a 40 milioni di anni fa.

La collocazione tassonomica dei fenicotteri si basa in particolare sulla loro morfologia (uccelli con collo e zampe lunghi); nel diciannovesimo secolo sono state suggerite delle strette somiglianze tra i fenicotteri e le cicogne, le gru, gli ibis (Ciconiiformi), ma anche con Anseriformi e Charadriiformi (Olson & Feduccia, 1980). Secondo alcuni esperti i fenicotteri dovrebbero essere un subordine dei Ciconiiformi, grazie alle somiglianze anatomiche, come la forma del bacino e delle coste (Dyke & van Tuinen, 2004); altri ritengono che debbano essere inseriti nell'ordine degli Anseriformi per le somiglianze comportamentali, i piedi palmati, l'apparato digerente e alcuni ectoparassiti del piumaggio; altri ancora suggeriscono l'introduzione dei fenicotteri nell'ordine dei Charadriiformi sempre per i piedi palmati e l'apparato digerente (Richardson *et al.*, 2005).

In generale, la maggior parte dei tassonomisti sembra concordare sul fatto che i fenicotteri appartengano ad un ordine proprio: i Phoenicopteriformi (Grzimek, 2002), posizionato tra i Ciconiiformi e gli Anseriformi (del Hoyo *et al.*, 1992).

Della famiglia *Phoenicopteridae* fanno parte due generi, *Phoenicopterus* e *Phoenicoparrus*, ai quali appartengono sei specie molto simili tra loro (Torres *et al.*, 2014) (Figura 4.1).



- Fenicottero americano-caraibico (*Phoenicopterus ruber*)
- Fenicottero maggiore-fenicottero rosa europeo (*Phoenicopterus roseus*)
- Fenicottero cileno (*Phoenicopterus chilensis*)
- Fenicottero minore (*Phoenicoparrus minor*)
- Fenicottero andino (*Phoenicoparrus andinus*)
- Fenicottero di James (*Phoenicoparrus jamesi*)

Figura 4.1 Diversa morfologia della testa e del becco delle sei specie di *Phoenicopteridae* (Torres et al., 2014).

Per quanto riguarda il fenicottero rosa, la collocazione tassonomica è la seguente:

Regno: *Animalia*.

Phylum: *Cordata*.

Classe: *Aves*.

Ordine: *Phoenicopteriformes*.

Famiglia: *Phoenicopteridae*.

Genere: *Phoenicopterus*.

Specie: *Phoenicopterus roseus*.

4.2 Morfologia

Le sei specie di fenicotteri sono molto simili tra loro, ma alcune caratteristiche peculiari, come le dimensioni, il colore e la morfologia del becco, consentono una loro facile identificazione (Figura 4.2).

In generale, il fenicottero è un uccello dalle lunghe zampe e dal lungo collo che arriva ad altezze superiori ai 150 cm e ad un'apertura alare fino ai 165 cm, come nel caso del fenicottero rosa (Del Hoyo *et al.*, 1992).

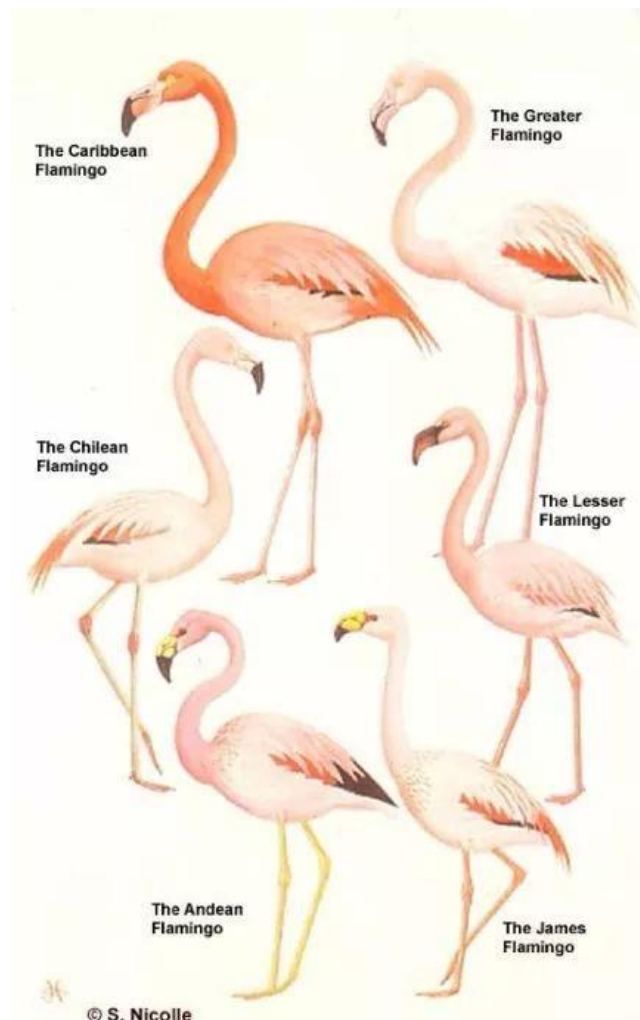


Figura 4.2 Le sei specie di *Phoenicopteridae* (tourduvalat.org).

In queste specie è presente un diverso grado di dimorfismo sessuale: generalmente i maschi sono circa il 10-20% più grandi delle femmine (Grzimek, 2002). Nel fenicottero rosa le differenze tra maschi e femmine sono lievi, mentre, nel

fenicottero caraibico, ad esempio, il dimorfismo è molto più pronunciato (Kear & Duplaix-Hall, 2013).

I fenicotteri sono dotati di una testa piccola e un collo molto lungo che sfruttano per raggiungere il nutrimento sul fondo fangoso delle distese d' acqua.

Al contrario di altri uccelli a collo lungo, il fenicottero conta solo 17 vertebre cervicali, invece di 24 come nel cigno, ma questo non va a discapito della lunghezza stessa del collo, in quanto queste vertebre hanno maggiore lunghezza (Van Grouw, 2013).

Il corpo dei fenicotteri ha una forma ovalare ed è di piccole dimensioni se confrontato con il collo e le lunghe zampe; i piedi palmati sono piccoli e possiedono tre dita anteriori e uno posteriore, eccetto il genere *Phoenicoparrus* in cui manca il dito posteriore (Del Hoyo *et al.*, 1992; Johnson & Cezilly, 2009).

I piedi palmati consentono ai fenicotteri di essere abili nuotatori, ma anche di muoversi agilmente sui terreni fangosi.

Si tratta di uccelli migratori che compiono in volo distanze molto lunghe e perciò la loro struttura ossea è esile e leggera, nonostante le grandi dimensioni, l'altezza va dai 90 ai 155 cm e il peso dai 2,1 ai 4,1 kg (Del Hoyo *et al.*, 1992).

Il becco dei fenicotteri è ricurvo e costituito da una parte inferiore, più larga e forte e un ramo superiore più sottile. La parte superiore, al contrario degli altri uccelli, non è fissata al cranio e questo permette ai fenicotteri di muovere la mandibola superiore liberamente durante l'alimentazione, dal momento che questi uccelli mangiano “ a testa in giù” (Ehrlich *et al.*, 1988).

Caratteristica peculiare del becco dei fenicotteri sono le lamelle, che fungono da filtro, consentendo all'animale di catturare ogni sostanza nutritiva presente nell'acqua (Mobley, 2008).

Le ali sono composte da penne copritrici, 19 remiganti primarie e 12-16 timoniere (Grzimek, 2002). Le remiganti sono nere, mentre il resto delle penne è di colore da rosa acceso a rosa scuro a seconda della specie.

Anche l'apertura alare varia a seconda della specie, per il fenicottero maggiore si considera un'apertura alare di circa 140-165 cm (Del Hoyo *et al.*, 1992).

Il fenicottero rosa europeo (*Phoenicopterus roseus*) è, tra le diverse specie di fenicotteri, quello con la colorazione più pallida del piumaggio; la testa, il collo e il corpo sono tendenzialmente rosa chiaro, biancastro, le penne copritrici delle ali sono di colore rosa intenso e le remiganti primarie e secondarie sono nere. Il becco è rosa con una marcatura nera sulla punta e le zampe sono di una colorazione rosa acceso (Richardson *et al.*, 2005) (Figura 4.3). Gli occhi sono gialli.

I nidiacei sono di colore grigio con becco e zampe rosa, mentre i giovani fenicotteri hanno colorazione grigia con macchie marroni e bianche e tracce rosa sotto le ali e la coda; le zampe e il becco sono grigio scuro (Figura 4.4). I giovani acquisiscono il piumaggio completamente rosa solo a 4-6 anni di età (Johnson *et al.*, 1993).



Figura 4.3 Dettaglio della livrea di un fenicottero rosa adulto.



Figura 4.4 Dettaglio della livrea di un giovane fenicottero rosa.

4.3 Habitat

L'habitat ideale per i fenicotteri si estende su ampie aree con acqua poco profonda, circa un metro (Snow & Perrins, 1998), come lagune, saline, stagni e laghi con acque salate, salmastre o alcaline (Brown *et al.*, 1982), a pH molto alto (fino a 10.5) e spesso circondate da scarsa o nulla vegetazione (Kear, 1985).

I fenicotteri, tuttavia, frequentano anche zone con acque reflue, estuari e acque costiere (Diawara *et al.*, 2007); raramente scelgono acque dolci anche se li si può trovare comunemente a sostare o a bere presso insenature d'acqua dolce prima che esse si immettano in laghi salini o alcalini (Brown *et al.*, 1982).

Questi uccelli sono però molto tolleranti alle più svariate condizioni ambientali, tanto che possono essere presenti anche nei pressi di acque ricche di carbonato di calcio, di cloro e cloruri e di solfati, con temperature anche oltre i 68°C (Grzimek, 2002).

Il fenicottero rosa, in particolare, predilige distese fangose e saline costiere, così come il fenicottero caraibico, ma può stabilirsi anche in alta quota presso laghi alcalini in Kenya (2000 m) e Afghanistan (Koning & Rooth, 1975), dove la zona del

lago Dasht-e Nawar ha un'altitudine di 3.150 metri ed è considerato, dal 1965, uno tra i più grandi siti di fenicotteri rosa del mondo (Ostrowsky *et al.*, 2010).

Il fenicottero rosa frequenta zone le cui acque hanno un pH di circa 8,6-8,8 come il lago Elmenteita in Africa orientale (Brown, 1958).

Colonie di fenicotteri rosa si trovano anche in aree con acque dolci, ad esempio in Francia meridionale, dove la Camargue conta, in estate, la presenza di più di 25.000 individui (Richardson *et al.*, 2005).

A dispetto quindi delle apparenze esotiche ed esili dei fenicotteri, essi sono in grado di alimentarsi e riprodursi in habitat inospitali, poveri di vegetazione, abitati principalmente da invertebrati acquatici e alghe. Solo questi uccelli *filtratori* possono trarre beneficio da queste condizioni sfavorevoli, essendo loro in grado di filtrare l'acqua per ottenere cibo (Grzimek, 2002). La competizione con gli altri animali è, dunque, minima e ciò consente ai fenicotteri di formare colonie composte da alti numeri di individui.

Infine, preferiscono insediarsi in specchi d'acqua privi di pesci riducendo praticamente a zero la competizione per il cibo. L'introduzione di pesci in alcuni laghi potrebbe dunque influenzare la presenza o l'assenza dei fenicotteri, come nel caso del Perù, dove si sta modificando la distribuzione del fenicottero cileno (Del Hoyo *et al.*, 1992).

4.4 Distribuzione

La distribuzione geografica dei fenicotteri è molto ampia e il fenicottero rosa è la specie più diffusa (Figura 4.5). Si trovano colonie di *Phoenicopterus roseus* nel Mediterraneo occidentale, dove si distribuiscono principalmente negli importanti siti della Camargue, Andalusia (Fuente de Piedra) e Sardegna, rispettivamente in Francia, Spagna e Italia. Si trovano anche nel Mediterraneo orientale, lungo tutta la costa africana, soprattutto in Tunisia, Algeria e Marocco, ma anche in Africa occidentale e meridionale. Tra i siti Africani più importanti sono da segnalare i laghi Elmenteita e Nakuru nella zona della *Rift Valley*. Sono presenti colonie anche in India, Iran e Sri Lanka, così come in Mauritania, Senegal, Cipro, Turchia e Kazakistan (Ogilvie & Ogilvie, 1986).

Ad oggi, altri importanti siti di nidificazioni sono stati identificati in Afghanistan, anche se è stato registrato un calo della popolazione di fenicotteri negli ultimi anni dovuto probabilmente a ripetuti periodi di siccità e mancanza di acqua nei bacini

(Ostrowsky *et al.*, 2010); in Etiopia, presso l'*Abijata-Shalla Lakes National Park*, dove è stanziato circa il 5% della popolazione mondiale di fenicotteri rosa (Kumssa & Bekele, 2014); e in Siria presso il lago Al-Jabboul, dove nel febbraio 2009 sono stati censiti 21.056 individui (Hamidan *et al.*, 2011).

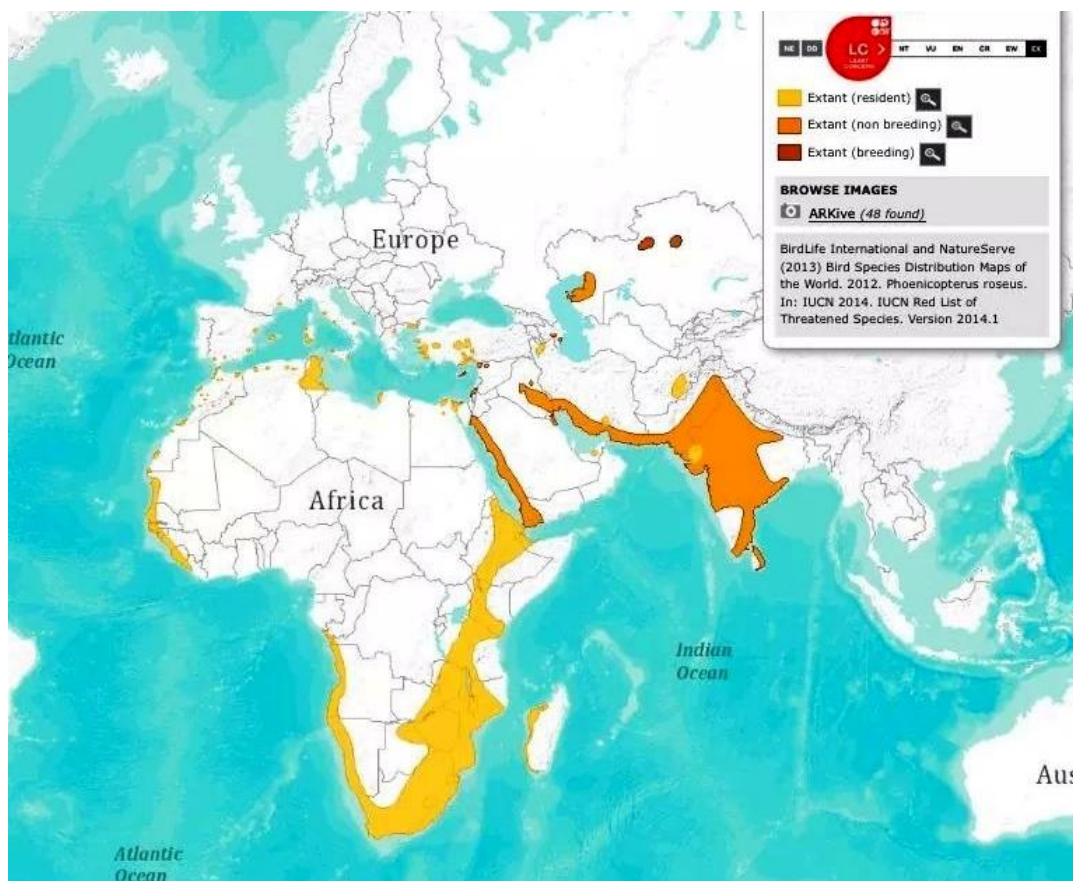


Figura 4.5 Distribuzione geografica di *Phoenicopterus roseus* (IUCN, 2014).

4.4.1 Fenicotteri rosa in Italia

Un'importante frazione della popolazione mondiale di *Phoenicopterus roseus* risiede e nidifica in Italia.

Già negli anni '70 sono stati registrati i primi tentativi di accoppiamento in Sardegna, dove poi la colonia si è stabilita definitivamente a partire dal 1993. Nonostante vari elementi di disturbo, come la presenza dell'uomo, del turismo fotografico e di cani randagi, il successo riproduttivo delle colonie sarde, nella laguna costiera di Molentargius e nelle saline di Macchiareddu, è piuttosto alto con picchi anche del 94% (Nissardi *et al.*, 2011).

Siti di accoppiamento sono presenti anche ad Orbetello (Toscana) e Margherita di Savoia (Puglia), più recenti, dal 2000, sono quelli sul Delta del Po a Comacchio, e dal 2008 si sono stabilite nuove colonie anche sulla Laguna di Venezia e presso Diaccia Botrona in provincia di Grosseto (Baccetti *et al.*, 2008)

In tutti questi siti l'insediamento è perdurato più o meno regolarmente negli anni, con effettivi incrementi nel numero dei soggetti.

4.5 Migrazione

I fenicotteri sono uccelli altamente nomadi, in grado di compiere lunghe distanze nei loro spostamenti, soprattutto nei primi cinque anni di vita.

Tradizionalmente la causa della migrazione di questi uccelli si riteneva fossero i cambiamenti climatici e le temperature rigide, mentre ora si attribuisce principalmente alla disponibilità di cibo (Richardson *et al.*, 2005).

I fenicotteri compiono grandi spostamenti in autunno, per poi ritornare ai siti di nidificazione in primavera; tuttavia le migrazioni dei fenicotteri rosa sono abbastanza irregolari in quanto associate ai livelli delle acque, influenzati da siccità e piogge, che determinano la disponibilità di cibo e le condizioni dell'habitat, il quale deve essere adatto alla formazione dei nidi (Grzimek, 2002).

Il *Phoenicopterus roseus* è una specie parzialmente migratoria, infatti alcuni individui passano l'inverno nei pressi dei siti di accoppiamento, mentre altri individui migrano in aree molto lontane (Barbraud *et al.*, 2003; Johnson & Cézilly, 2009). Considerato che i fenicotteri rosa sono capaci di grandi spostamenti, si ritiene che la loro sia un'unica "meta-popolazione" composta da varie colonie interconnesse le une alle altre.

Tuttavia compiere lunghe distanze è un grande dispendio di energie per questi uccelli, tanto che solo gli individui in buone condizioni corporee possono affrontare tali viaggi (Alerstam *et al.*, 2003) e vale lo stesso per i soggetti più giovani e inesperti che possono addirittura morire durante le migrazioni (Sanz-Aguilar *et al.*, 2012).

Grosse migrazioni raramente avvengono di giorno, si ritiene che le distanze più lunghe vengano compiute principalmente di notte perché il dispendio energetico risulta minore (Rendón-Martos *et al.*, 2000), evitando le alte temperature del giorno e quindi sfruttando i segnali astrali.

Grazie a recenti studi sull'alimentazione e sui siti di nidificazione delle varie specie di fenicottero, si inizia ad avere maggiori informazioni circa la numerosità delle popolazioni e i loro movimenti (Richardson *et al.*, 2005).

4.6 Alimentazione

Tutti i fenicotteri sono dotati di una particolare struttura nel becco che gli consente di filtrare l'acqua e il fango per ricavare cibo, il quale si compone principalmente di particelle di alghe, diatomee e piccoli invertebrati acquatici. Le specie più grandi possono anche selezionare cibo più grossolano e non utilizzare il sistema di filtrazione.

Nonostante qualche caratteristica differente nella morfologia del becco, le varie specie condividono lo stesso sistema di filtrazione grazie alla presenza di lamelle cornee, disposte in numerose file e coperte da strutture filiformi, che funzionano come i fanoni delle balene (Figura 4.6). Grazie a queste, il fenicottero rosa è in grado di filtrare anche prede di 2-3 centimetri di dimensione (Budetta, 2013).

Il becco è costituito da due rami e ha una forma ricurva: il ramo inferiore è forte e massiccio, quello superiore è mobile e sottile. Questa conformazione consente di setacciare il terreno quando il fenicottero immerge il capo nell'acqua. Questi uccelli si nutrono con la testa capovolta, stando eretti girano la testa sotto il corpo e la posizionano in parallelo al pelo dell'acqua ed è per questo che il ramo superiore del becco viene a trovarsi verso il basso e funge quindi da mandibola.

La fessura tra le due parti del becco è minima, ridotta ulteriormente dalle lamelle cornee, e ciò consente l'aspirazione solo di particelle di una certa grandezza.



Figura 4.6 Morfologia del becco e delle lamelle di un fenicottero rosa.

I fenicotteri fanno passare l'acqua attraverso le lamelle in due modi: o camminano nell'acqua smuovendo il fondale con i piedi palmati e fanno ondeggiare avanti e indietro il capo immerso, lasciando fluire l'acqua passivamente attraverso il becco, oppure sfruttando un sistema più efficiente e attivo grazie alla robusta lingua che funge da pompa (Figura 4.7). La lingua è alloggiata in una larga scanalatura del ramo inferiore del becco e compie movimenti rapidissimi avanti e indietro, fino a quattro volte al secondo, inspirando acqua attraverso i filtri quando si ritrae e, dopo la chiusura del becco, espellendo acqua quando si protende, mentre le particelle di cibo vengono trattenute dalle lamelle. La lingua inoltre è provvista di dentelli che servono per raschiare dalle lamelle il cibo raccolto (Jenkin, 1957).



Figura 4.7 Fenicottero rosa nell'atto di filtrare l'acqua.

Le specie di *Phoenicopteri* si nutrono principalmente di artropodi e molluschi, mentre i componenti della specie *Phoenicoparrus* prediligono alghe e diatomee.

La dieta è tuttavia piuttosto varia; oltre ad alghe ed invertebrati acquatici come piccoli crostacei (soprattutto *Artemia* sp.), molluschi, anellidi e larve di insetti, i fenicotteri si nutrono anche di piccoli pesci e semi di piante. Questi uccelli possono ottenere cibo anche ingerendo direttamente il fango ricco di materiale organico (Del Hoyo *et al.*, 1992).

Cambiamenti nel livello o nella salinità delle acque possono causare la scarsità di una particolare preda, perciò la dieta dei fenicotteri è destinata a subire modificazioni periodiche (Del Hoyo *et al.*, 1992).

È descritta una vasta gamma di comportamenti per l'alimentazione, i quali hanno come *target* i diversi tipi di organismi ingeriti e consentono ai fenicotteri di nutrirsi a terra, in acque superficiali o in profondità nella colonna d'acqua, nel fango, su sabbia o fango bentonici (Allen, 1956; Jenkin, 1957).

Per quanto riguarda l'acqua di abbeverata, i fenicotteri sopravvivono bevendo acqua salata grazie ad un meccanismo di filtrazione accompagnato dalla secrezione di una soluzione iperosmotica di cloruro di sodio. Occasionalmente possono viaggiare alla ricerca di sorgenti di acqua dolce (Bildstein *et al.*, 1995).

La dieta è anche un fattore fondamentale per la pigmentazione rosea di questi uccelli, che non è solo dovuta ad una componente genetica.

I principali responsabili della pigmentazione di penne, zampe e capo dei fenicotteri sono i carotenoidi contenuti nella naturale dieta di questi animali (Fox & Lint, 1975), i quali dopo essere stati ingeriti con l'alimentazione, assorbiti e metabolizzati vanno a depositarsi nelle penne e nella cute (Klasing, 1998), donando a questi uccelli la caratteristica livrea rosa. Solo le piante sono in grado di sintetizzare questi pigmenti, ma essi possono essere accumulati e metabolizzati anche da molluschi, insetti, crostacei e pesci, tutti elementi che compongono la dieta delle varie specie di fenicottero (Comben, 1976).

4.7 Predazione

La predazione dei fenicotteri è dovuta spesso a predatori aviari, poiché le aree abitate da questi uccelli sono inospitali e difficili da raggiungere dai mammiferi. La predazione di adulti sani è molto rara, ma non nulla, mentre uova e pulcini rischiano molto più spesso di diventare delle prede. I predatori aviari più pericolosi per i pulcini e le uova sono avvoltoi, gabbiani, aquile e marabù. Per quanto riguarda i mammiferi, si possono avere predazioni da parte di leoni, leopardi, sciacalli, iene, volpi e manguste d'acqua. Il livello di predazione tuttavia non è molto elevato anche se questi animali, uccelli o mammiferi, possono provocare un disturbo tale da causare l'abbandono dei nidi da parte dei fenicotteri (Richardson *et al.*, 2005).

4.8 Comportamento sociale

I fenicotteri sono uccelli gregari che si alimentano e si accoppiano in colonie molto numerose e che possono arrivare a contenere più di un milione di individui. Essi manifestano svariati *display* collettivi, ovvero esibizioni che consistono in una serie di movimenti e posture ritualizzati. Questi movimenti possono coinvolgere centinaia o migliaia di soggetti e sono fondamentali per la stimolazione sociale, fattore vitale per iniziare il periodo di accoppiamento e permettere una forte sincronizzazione della riproduzione della colonia, in modo da permettere la nascita dei pulcini quando le condizioni ambientali e alimentari sono ideali (Grzimek, 2002).

Il principale *display* collettivo comincia durante il periodo che precede la stagione riproduttiva e consiste in un'ampia gamma di comportamenti rituali; fra questi si possono citare l'allungamento all'indietro di una zampa e dell'ala corrispondente (*wing-leg-stretch*), movimenti di *preening* che si presentano quando il fenicottero liscia le penne dell'ala parzialmente aperta col becco (*twist-preen*), l'*head-flagging* ovvero il muovere la testa velocemente da una parte all'altra tenendo il collo esteso, il *wing-salute* quando le ali sono completamente aperte per esporne i colori vivaci e la marcia sincronizzata di gruppo (*marching*), quando gli uccelli in un gruppo molto compatto camminano velocemente in una direzione prima di voltarsi di colpo e andare nella direzione opposta (Grzimek, 2002).

Le vocalizzazioni sono una componente importante di questi riti comportamentali, ad esempio un richiamo acuto si può udire durante l'*head flagging*, mentre dei versi più gravi simili a grugniti si possono sentire durante il *wing-salute*. La voce è importante non solo per accompagnare i comportamenti rituali, ma soprattutto per tenere unita la colonia durante gli spostamenti e per la comunicazione tra le coppie di genitori e i loro pulcini (Grzimek, 2002). A vocalizzare non sono solo gli adulti, ma anche i piccoli che iniziano a pigolare molte ore prima della nascita e lo scambio di suoni con i genitori continua anche dopo la discesa dal nido (Del Hoyo *et al.*, 1992).

I fenicotteri stanno frequentemente in posizione su di una zampa sola, principalmente per mantenere la temperatura corporea e ridurre la dispersione del calore durante i periodi freddi. Probabilmente questi uccelli trovano tale posizione molto confortevole in quanto viene assunta anche nei periodi più caldi e nei momenti di riposo. In questi momenti e quando dormono, i fenicotteri ripiegano il collo a formare una "esse" e nascondono la testa tra le piume della schiena (Figura

4.8), impedendo al vento e alla pioggia di penetrare nel piumaggio (Del Hoyo *et al.*, 1992).



Figura 4.8 Fenicotteri nella tipica postura di riposo.



Figura 4.9 Fenicotteri durante la pulizia del piumaggio.

Generalmente i fenicotteri impiegano gran parte del loro tempo a mangiare, riposare e pulirsi il piumaggio (Figura 4.9); l'attività di *preening* occupa il 15-30% del tempo e ciò può dipendere dal tipo di ambiente ipersalino abitato da questi uccelli che li costringe a rimuovere con una certa frequenza l'eccesso di sale dal piumaggio (Espino-Barros & Baldassarre, 1989).

Durante il volo i fenicotteri tengono collo e arti estesi e, sfruttando le correnti ascensionali mediante il volo planato, risparmiano notevoli quantità di energie compiendo così maggiori distanze (Grzimek, 2002).

4.9 Riproduzione e monogamia

I comportamenti sociale e sessuale sono correlati: i *display* comportamentali, che consistono principalmente in movimenti ritualizzati, allungando il collo e pulendosi il piumaggio, in una successione precisa e ordinata, precedono l'accoppiamento e sono effettuati da grandi gruppi di fenicotteri. Ciò è fondamentale per la sincronizzazione della riproduzione in modo da garantire che tutti gli uccelli si accoppino nello stesso periodo e i pulcini nascano in condizioni favorevoli. Questa

strategia, inoltre, diminuisce il rischio di predazione delle uova e dei pulcini (Richardson *et al.*, 2005).

I vari *display* sono svolti sia dai maschi che dalle femmine: a cominciare sono solitamente i maschi e i loro comportamenti sono più intensi e protratti rispetto a quelli delle femmine. Un elevato numero di soggetti prende parte a tali riti, ma non tutti quelli che li eseguono alla fine si riproducono. I vari *display* possono verificarsi anche molti mesi prima o in seguito all'inizio degli accoppiamenti e possono essere effettuati anche in siti diversi da quelli di riproduzione (Richardson *et al.*, 2005). Durante questi rituali, i fenicotteri emettono dei richiami che possono indurre lo sviluppo follicolare nelle femmine (Lehrman & Freidman, 1969), in modo tale che una volta arrivati al sito di riproduzione siano subito pronte a deporre.

I fenicotteri sono tendenzialmente monogami e oltre a mantenere lo stesso *partner* per l'intera stagione riproduttiva, rimanendo insieme per tutto il periodo di cova e di cura del pulcino, si accoppiano con lo stesso compagno anche per molti anni a seguire. Questo comportamento è mantenuto soprattutto in cattività poiché, in natura, con l'aumentare della grandezza della colonia, diminuisce il grado di fedeltà tra fenicotteri, permettendo la formazione di nuove coppie; le colone più piccole possiedono quindi un grado maggiore di monogamia (Studer-Thiersch, 2000).

Le coppie possono rimanere tali anche durante i periodi non riproduttivi, tanto che nelle zone con condizioni meteorologiche costanti possono avvenire tentativi di accoppiamenti durante tutto l'anno (Richardson *et al.*, 2005), ma generalmente le coppie si formano molto rapidamente durante la stagione riproduttiva (Wilkinson, 1989).

La coppia può rimanere la stessa per anni, ma in caso di fallimento di un tentativo riproduttivo o in caso della perdita di un uovo i fenicotteri possono decidere di cambiare partner rispettivamente nella seguente o nella medesima stagione riproduttiva (Pickering, 1989). Il *Phoenicopterus roseus*, tuttavia, ha una percentuale di fedeltà da una stagione all'altra stimata attorno al 94%, molto maggiore rispetto alle altre specie di fenicottero (Pickering, 1992).

Possono talvolta verificarsi delle anomalie nella formazione delle coppie con l'instaurarsi di un trio, un quartetto o coppie omosessuali (Sommer & Vasey, 2006).

Nelle zone temperate gli accoppiamenti hanno inizio in primavera, principalmente nei mesi di marzo e aprile, anche se i tentativi riproduttivi possono cessare completamente in caso di cambiamento delle condizioni meteorologiche, ambientali o di disturbo nei siti di riproduzione. La stagione riproduttiva nelle zone tropicali e

subtropicali dipende dalle piogge e quando il terreno è reso ideale per la nidificazione e il cibo è abbondante, gli accoppiamenti possono cominciare; in caso contrario si può avere un arresto della riproduzione in quell'area anche per diversi anni (Grzimek, 2002).

Nel ciclo riproduttivo dei fenicotteri, ai *display* rituali seguono la costruzione del nido e l'accoppiamento; in seguito si verifica la deposizione dell'uovo e il periodo di cova (Brown, 1958; Richardson *et al.*, 2005).

Questi uccelli sono in continua competizione tra loro sia nel momento della scelta del *partner*, quindi nelle fasi di corteggiamento, sia durante gli accoppiamenti, sia per la scelta del luogo dove costruire il proprio nido e, in ognuna di queste fasi, mostrano comportamenti aggressivi sempre più intensi (Hinton *et al.*, 2013).

Il luogo dove costruire il nido viene scelto dalla femmina della coppia, la quale comincia la preparazione poco prima della deposizione. Entrambi i genitori partecipano alla costruzione del nido, anche per molti giorni dopo la deposizione dell'uovo (Grzimek, 2002).

Il nido di questi uccelli è costituito da diversi tipi di detriti e materiali reperiti sul terreno dal fenicottero che sta seduto o eretto sul nido stesso e vengono accumulati attorno fino a formare un tronco di cono con una depressione al centro in cui verrà alloggiato l'uovo. Il nido è principalmente formato da fango, sassi, detriti vegetali, conchiglie o altro a seconda del tipo di terreno in cui avviene la nidificazione (Grzimek, 2002). Il fenicottero rosa è in grado di costruire nidi anche senza avere a disposizione il fango, utilizzando pietre oppure depressioni naturali (Scott, 1975).

La costruzione può continuare anche per tutta l'incubazione, se è disponibile materiale adatto, e il nido può raggiungere altezze anche superiori ai 75 centimetri (Perry, 2005). L'altezza del nido può essere una protezione sia in caso di inondazioni sia in caso di elevate temperature, in quanto l'apice del cumulo ha una temperatura inferiore rispetto alla base (Richardson *et al.*, 2005).

La dimensione del sito di nidificazione sarà determinata dalla grandezza della colonia in quanto i fenicotteri tendono a costruire i nidi poco distanti l'uno dall'altro (Perry, 2005). La distribuzione dei nidi all'interno della colonia è irregolare e aree vuote sono alternate ad aree ad alta densità di nidi. Si registrano anche densità di 2.8 nidi/m² (Samraoui *et al.*, 2006).

I fenicotteri sono molto coloniali nel momento della nidificazione e le colonie sono solitamente costituite da migliaia di individui (Del Hoyo *et al.*, 1992).

Il fatto che i fenicotteri nidifichino in colonie così numerose potrebbe essere vantaggioso al fine di evitare la predazione aviaria, ma anche per garantire un numero adeguato di soggetti in grado di eseguire i *display* comportamentali necessari per stimolare la riproduzione (Perry, 2005). Grandi colonie si riproducono più spesso di colonie piccole, infatti in cattività una colonia di grandi dimensioni ha una maggiore probabilità di riprodursi e affinché ciò avvenga il gruppo deve essere composto da almeno 40 individui (King & Van Weeren, 2005).

I fenicotteri dimostrano una particolare fedeltà ai siti di nidificazione che, in caso di mantenimento delle condizioni ideali (umidità e qualità plastiche del terreno, mancanza di disturbo e disponibilità di cibo), rimarrà la stessa di stagione in stagione. I fenicotteri rosa per costruire i propri nidi prediligono zone soleggiate e aperte al contrario di altre specie, come per esempio il cileno e il caraibico che preferiscono aree ombreggiate (Perry, 2005).

L'accoppiamento è scandito da precisi comportamenti da parte sia del maschio che della femmina, normalmente avviene in acqua dove il maschio segue la femmina. Il maschio si mostra interessato piegando il collo sopra il corpo della femmina, toccandole la schiena con il becco; se la femmina vuole concedersi, immerge la testa dentro l'acqua in un comportamento denominato *false-feeding* e allarga le ali; a questo punto il maschio monta sopra la femmina e una volta trovato l'equilibrio avviene il contatto cloacale. Dopo l'accoppiamento il maschio scende saltando oltre la testa della femmina (Figura 4.10) (Suchantke, 1959).



Figura 4.10 Accoppiamento tra fenicotteri rosa.

Il periodo di deposizione dell'uovo è dipendente dalla latitudine e dalle condizioni climatiche del sito di riproduzione ed è stato osservato che i fenicotteri necessitano

di 12 ore di luce solare, altrimenti sono inibiti negli accoppiamenti (Duplaix-Hall & Kear, 1975).

Tutte le specie di fenicottero depongono un solo uovo alla volta, in caso di perdita dell'uovo prima della schiusa si ha una nuova deposizione dopo un periodo variabile di tempo che va da 6 a 90 giorni, con una media di 10-15 giorni. In caso di deposizione di uova sterili, le successive deposizioni della stessa coppia sembrano diano uova fertili (Pickering, 1992).

L'uovo ha una forma ovoidale allungata e simmetrica, è di colore bianco o azzurro chiaro con una copertura bianca gessosa, il tuorlo è rosso o arancione (Richardson *et al.*, 2005). La cuticola è porosa e costituita principalmente da ossigeno, carbonio, calcio e fosforo (Kusuda *et al.*, 2011). Le dimensioni variano leggermente da specie a specie, nel fenicottero rosa l'uovo ha una dimensione di circa 90x55 millimetri (Kear & Duplaix-Hall, 2013).

L'incubazione dell'uovo, condivisa da entrambi i componenti della coppia, dura dai 27 ai 31 giorni. Subito dopo la schiusa, il pulcino ha già gli occhi aperti, è ricoperto da un soffice piumino bianco o grigio pallido e ha zampe e becco rosa scuro o rosso; il becco è dritto. Entro 7-10 giorni le zampe e il becco diventano neri, dopo circa 2-3 settimane dalla schiusa il becco inizia ad incurvarsi e il piumaggio vira ad un grigio più scuro (Grzimek, 2002). Il piumaggio giovanile completo si ottiene a circa 50 giorni. La piena colorazione degli adulti si ottiene a circa 3 anni di età, ma può essere variabile (Richardson *et al.*, 2005). La maturità sessuale e la colorazione adulta del piumaggio non vengono raggiunte simultaneamente (Johnson *et al.*, 1993); generalmente la maturità sessuale si ha a circa 2 anni di età, anche se la maggior parte dei soggetti effettua il primo accoppiamento molto più tardi (Perry, 2005).

Il pulcino resta nel nido per i primi 5-8 giorni dopo la schiusa dell'uovo e quando scende dal nido è già in grado di camminare e nuotare, inizialmente assistito dai genitori, i quali sopperiscono anche alla sua alimentazione fino al momento dell'involto (65-90 giorni). Già dopo i primi giorni dall'abbandono del nido, i pulcini cominciano a costituire dei grossi gruppi, denominati *nursery*, controllati solo da alcuni adulti anche se i genitori di ognuno tornano regolarmente per alimentare il proprio pulcino (Richardson *et al.*, 2005).

4.10 Cure parentali nei confronti del nido, dell'uovo e del pulcino

I fenicotteri sono uccelli con un forte legame tra *partner*, una volta formata la coppia essa resta tale per il resto della stagione riproduttiva e talvolta anche per le stagioni seguenti. Entrambi i componenti della coppia danno la loro attiva partecipazione alla cura del nido, dell'uovo e del pulcino. La costruzione del nido è condivisa da entrambi i sessi, anche prima della deposizione dell'uovo e continua per tutto il periodo di incubazione. Anche l'incubazione viene portata avanti sia dal maschio che dalla femmina, i quali si alternano con turni di durata variabile, da meno di 1 ora a più di 24 ore (Del Hoyo *et al.*, 1992). Il momento dello scambio ha come unico comportamento caratteristico lo scuotere i piedi, per togliere fango o acqua, prima di salire sul nido (Richardson *et al.*, 2005).

Per tutta la durata dell'incubazione (28-30 giorni) il nido non viene mai lasciato incustodito e il tempo di incubazione è praticamente lo stesso per il maschio e per la femmina. Di tanto in tanto il genitore sul nido si alza per controllare l'uovo e lo ruota anche fino ad 8 volte nell'arco di una giornata (Perry, 2005); la rotazione dell'uovo è infatti un elemento fondamentale per il corretto sviluppo del pulcino (Farrell *et al.*, 2000).

Il controllo dell'uovo consente anche ai genitori di accorgersi della schiusa, circa 24-36 ore prima si può notare sull'uovo un piccolo foro delle dimensioni di circa 5 millimetri di diametro (Johnson & Cézilly, 2009); in questa fase il pulcino inizia ad emettere delle vocalizzazioni che saranno fondamentali per instaurare il legame con i genitori (Gage & Duerr, 2008).

La schiusa dell'uovo è un processo a cui spesso prende parte uno dei genitori, aiutando il pulcino ad uscire "picchiando" gentilmente con il becco sul guscio dell'uovo e, subito dopo, i genitori ingeriscono i frammenti del guscio appena rotto. Alla nascita il piccolo di fenicottero è bagnato, esausto ed immobile, solo dopo la prima ora tenterà di alzarsi e inizierà a vocalizzare (Perry, 2005).

Il pulcino resta nel nido per i primi 5-8 giorni, per tutto questo periodo di tempo il maschio e la femmina o uno solo dei due sono sempre presenti, sia per consolidare il legame tra genitori e pulcino sia per proteggere e alimentare il piccolo (Perry, 2005).

Nei primi 70 giorni di vita l'apparato di filtrazione dei fenicotteri non è ancora funzionale, perciò non sono in grado di alimentarsi autonomamente (Jenkin, 1957). A provvedere al sostentamento del pulcino sono i genitori, i quali lo nutrono con una

secrezione ghiandolare contenente grassi, proteine, carboidrati, minerali e sangue (Ward *et al.*, 2001). Questa sostanza, chiamata “latte del gozzo”, viene secreta da ghiandole situate nella parte superiore dell’apparato digerente, ha una colorazione inizialmente rosso scuro, poi sempre più chiara fino a rosa, che passa dal becco del genitore a quello del pulcino (Richardson *et al.*, 2005). Entrambi i genitori provvedono ad alimentare il pulcino sia quando si trova ancora nel nido, sia in seguito alla formazione della *nursery* (Cézilly *et al.*, 1994).

Con la crescita del pulcino, aumenta la sua frequenza di alimentazione da parte del maschio, probabilmente perché la femmina è fisiologicamente stressata dalla riproduzione e non riesce a soddisfare i fabbisogni sempre maggiori del pulcino in crescita (Cézilly *et al.*, 1994). Sono, infatti, riconosciute delle differenze tra sessi per quanto riguarda il costo della riproduzione; nonostante entrambi i genitori partecipino alla cura e al sostentamento del pulcino, è la femmina che ha a carico la deposizione dell’uovo, evento estremamente stressante e che richiede un forte dispendio energetico (Tavecchia *et al.*, 2001).

È questa l’unica sostanziale differenza tra maschio e femmina per quanto riguarda le cure parentali su uova e pulcini; sono infatti equamente divise la difesa e la costruzione del nido, così come la cura e la rotazione dell’uovo.

In cattività invece non si notano particolari differenze di sesso in nessuna fase della crescita del piccolo fenicottero, perché le femmine hanno una costante disponibilità di cibo e le loro condizioni alimentari ed energetiche sono migliori che in natura (Studer-Thiersch, 1975).

Lo svezzamento in natura si verifica prima dell’involo, che avviene a circa 75-90 giorni, in cattività invece può richiedere molto più tempo; i genitori possono continuare a nutrire il proprio piccolo anche per un anno. Questo comportamento potrebbe essere dovuto al fatto che in cattività gli adulti e i giovani vivono costantemente a stretto contatto, mentre, in natura lo spostamento dei genitori dai siti di nidificazione favorisce lo svezzamento (Perry, 2005).

Non è difficile riconoscere i genitori che stanno ancora alimentando i loro piccoli, essi presentano infatti un piumaggio molto pallido e la causa risiede probabilmente nel depauperamento nel sangue del pigmento necessario alla colorazione delle piume (Perry, 2005).

Appena i piccoli fenicotteri sono in grado di camminare e nuotare vengono continuamente sorvegliati e accompagnati dai propri genitori anche lontano dal nido, successivamente però a circa 3 settimane di vita si formano le *nursery* (Tourenq *et*

al., 1995). L'intero gruppo viene controllato da alcuni adulti e i genitori tornano solo al richiamo dei loro pulcini, per alimentarli (Figura 4.11). Questi gruppi forniscono molti vantaggi, sia per la protezione dai predatori, sia perché in tal modo i pulcini sono costantemente controllati e gli adulti hanno più tempo per alimentarsi (Martinez & Durham, 2009).

Con la crescita del pulcino infatti i pasti diminuiscono di frequenza, nonostante aumentino di durata, da un massimo di 15 secondi nel nido, fino a 18 minuti nel periodo subito prima dello svezzamento (Brown, 1958).



Figura 4.11 La *nursery* dei pulcini.

4.11 Determinazione del sesso

I fenicotteri adulti mostrano un leggero dimorfismo sessuale, i maschi hanno infatti dimensioni maggiori rispetto alle femmine (Cramp & Simmons, 1977). Ci sono tuttavia altri fattori morfologici e anatomici che si possono valutare per determinare il sesso in un fenicottero, ovvero lo sviluppo del piumaggio (Johnson *et al.*, 1993), le dimensioni del tarso, la lunghezza di becco, becco e testa, ali e il peso corporeo (Studer-Thiersch, 1986; Richter & Bourne, 1990).

Un metodo temporaneo per determinare il sesso in attesa di indagini più accurate, può essere l'osservazione del comportamento, ad esempio nel momento della copulazione (Costelow & Jarrett, 2005).

Altra tecnica efficace, ma non sempre possibile da effettuare e soprattutto molto invasiva, è la laparoscopia (Norton *et al.*, 2005).

Per quanto riguarda il sessaggio dei pulcini non è pratico né attendibile basarsi sulla morfologia; un metodo rapido e veloce per avere una risposta accurata è l'analisi del DNA. La prima tecnica di biologia molecolare utilizzata a tale scopo prevedeva l'estrazione del DNA da campioni di sangue (Bertault *et al.*, 1999). Tuttavia, lavorando sul campo, prelevare campioni di sangue non si dimostrava una tecnica semplice né poco stressante per l'animale, così si è passati ad un protocollo più pratico: l'estrazione del DNA dal bulbo delle penne (Balkiz *et al.*, 2007).

L'analisi del DNA e la laparoscopia sono le tecniche finora più affidabili per la determinazione del sesso nei pulcini e anche negli adulti.

CAPITOLO 5 - UCCELLI IN AMBIENTE CONTROLLATO: I FENICOTTERI NEI GIARDINI ZOOLOGICI

5.1 Conservazione *in situ* ed *ex situ* degli uccelli

Circa un ottavo delle specie di uccelli presenti al mondo sono minacciate di estinzione; per questo motivo è essenziale portare avanti progetti di conservazione *in situ* ed *ex situ* (*Birdlife International*, 2014).

Per quanto riguarda la conservazione degli uccelli selvatici sono previste delle norme dettate dalla direttiva 409/CE dell'aprile 1979. Tale documento è volto a proteggere e conservare a lungo termine tutte le specie di uccelli viventi, naturalmente allo stato selvatico, nel territorio europeo degli Stati membri, comprese le uova, i nidi e gli habitat (79/409/CE).

La conservazione *in situ* è preferibile per quelle specie che sono molto sensibili allo stress o alla vicinanza con l'uomo e che possono essere gestite nel loro habitat naturale (Bell & Merton, 2002). Accanto agli interventi di conservazione *in situ* vengono associati non solo programmi di conservazione *ex situ*, ma anche importanti programmi di riproduzione in ambiente controllato, i quali possono permettere la reintroduzione di quelle specie nell'habitat naturale o l'incremento di popolazioni già esistenti (Lynch & O'Hely, 2001).

5.2 Uccelli in ambiente controllato

Mantenere uccelli in ambiente controllato richiede molta attenzione sia per garantire le condizioni adeguate per ogni specie, che per assicurare la salute e il benessere degli animali. Gli ambienti deputati ad ospitare uccelli in cattività devono essere strutturalmente adeguati, con materiali adatti alla specie, devono essere in buono stato di manutenzione e progettati per proteggere gli animali dalle lesioni, dalle intemperie e dalle alte temperature. Non deve essere permesso l'accesso ad altri animali o a visitatori che possano infastidire o stressare la specie ospitata. Ogni animale deve essere in grado, inoltre, di girare liberamente e compiere comodamente tutti i movimenti (Miller, 2012).

A seconda della specie, gli uccelli nei giardini zoologici possono essere ospitati in voliere o recinti all'aperto. Le dimensioni, la forma e la struttura dell'area espositiva devono essere appropriate per le specie ospitate e deve essere garantito spazio sufficiente per ogni animale, senza sovraffollamento. In molti casi, ospitare gruppi nella stessa area può migliorare il benessere della popolazione in quanto il comportamento naturale di molte specie aviarie comprende la formazione di gruppi sociali (Fair *et al.*, 2010).

Se è disponibile abbastanza spazio, le voliere sono in grado di ospitare più individui e possono permettere loro di volare e di mantenere in buono stato la muscolatura. Le voliere possono essere collocate all'interno o in spazi aperti e in questi casi, così come nel caso di recinti esterni, è necessario fornire un riparo dal sole, dal vento e dalla pioggia. Ai fini del benessere è molto importante, fornire delle zone in cui gli animali possano nascondersi da visitatori o predatori. Per quanto riguarda questi ultimi è necessario prendere provvedimenti per impedirne l'ingresso nell'area (Fair *et al.*, 2010).

Negli uccelli ospitati in cattività, così come in altri animali, possono insorgere problemi di noia, frustrazione o stereotipie; è consigliabile, quindi, introdurre nell'ambiente degli arricchimenti che stimolino le capacità cognitive degli uccelli, favoriscano l'esercizio, il *foraging* e le interazioni sociali e che forniscano delle opportunità per manifestare comportamenti specie-specifici (Meehan *et al.*, 2003).

A seconda della specie e dell'ambiente in cui viene ospitato l'animale, possono essere messe in pratica delle procedure che impediscono il volo. Esistono procedure chirurgiche e molto invasive e dolorose per l'animale, come il *pinioning*, l'amputazione delle penne di un'ala a livello dell'articolazione carpale, in modo da rimuovere la base da cui crescono le remiganti primarie (Rees, 2011). Questo intervento rende l'animale permanentemente incapace di volare. È previsto dal *U.K. Animal Welfare Act* del 2006, ma è considerato da molti una vera e propria mutilazione (Tyson, 2014). Sono quindi preferibili tecniche non chirurgiche, meno invasive e non dolorose come il *feather clipping* o *trimming* in cui vengono recise parzialmente alcune penne remiganti di una sola ala, generalmente la sinistra (Ellis & Dein, 1991).

Quest'ultima è una tecnica provvisoria che può consentire, dopo la muta, la crescita di nuove remiganti (Zhang *et al.*, 2011), concedendo all'animale la possibilità di tornare a volare, quindi la possibilità di una reintroduzione in natura.

Queste procedure vengono valutate di volta in volta e sono necessarie in quelle specie, non ospitate in voliere, per le quali sono previsti programmi di riproduzione in ambiente controllato (Dollinger *et al.*, 2013).

Alcuni studiosi, inoltre, sono a favore di queste pratiche poiché ritengono che gli animali in cattività non debbano fuggire da nemici né abbiano la necessità di migrare per cercare cibo o condizioni atmosferiche migliori (Bautista *et al.*, 2001). Tuttavia la privazione di un comportamento naturale come il volo può portare all'insorgenza di anomalie fisiche, riproduttive e comportamentali (Graham, 1998; Farrell *et al.*, 2000; Van Hoek *et al.*, 1998; Garner *et al.*, 2003; Meehan *et al.*, 2003). La tarpatura delle ali può causare *discomfort* e stress nei volatili in cui viene effettuata; la scelta migliore, se si possiede spazio a sufficienza, sarebbe quindi la costruzione di voliere sviluppate in altezza che diminuiscano lo stress e il *discomfort*, ma anche la paura data dalla vicinanza con i visitatori (Antinoff, 2002; Peng *et al.*, 2013).

Con cure e *management* adatti, gli uccelli ospitati in ambiente controllato, così come gli altri animali, hanno un'aspettativa di vita molto più elevata dei conspecifici in natura: vengono, infatti, soddisfatti i fabbisogni di cibo e acqua, viene fornito riparo dalle intemperie e dai predatori, è presente, se necessario, l'assistenza veterinaria e sono limitati i conflitti inter- o intra-specifici (Mason, 2010). Non tutte le specie però riescono ad adattarsi così bene all'ambiente in cattività, perciò è sempre necessario testare l'abilità di adattamento all'ambiente associata al comportamento e a componenti fisiologiche, psicologiche e immunologiche di ogni soggetto (Broom, 2011).

5.3 Fenicotteri: stato di conservazione

L'elenco delle specie minacciate viene redatto da diverse istituzioni che utilizzano criteri differenti per definire lo stato di conservazione: la CITES (*Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora*) ad esempio, considera specie minacciate il fenicottero caraibico, il fenicottero rosa, il fenicottero cileno, il fenicottero andino e il fenicottero di James; la IUCN (*International Union for Conservation of Nature*), invece, nella sua Lista Rossa per le specie minacciate, considera i fenicotteri andino, minore, cileno e di James come specie quasi minacciate e il fenicottero rosa e il fenicottero caraibico come specie che non rischiano l'estinzione a breve o medio termine (IUCN, 2012).

In particolare, il fenicottero rosa (*Phoenicopterus roseus*) è inserito nell'Appendice II della CITES (Del Hoyo *et al.*, 1992) e nella Lista Rossa IUCN come specie a rischio minimo (Figura 5.1), poiché le popolazioni di fenicotteri rosa sono attualmente in crescita (IUCN, 2012), nonostante siano costantemente minacciate dall'attività dell'uomo, che altera il loro habitat, diminuendo i siti disponibili per la riproduzione e l'alimentazione (Richardson *et al.*, 2005).

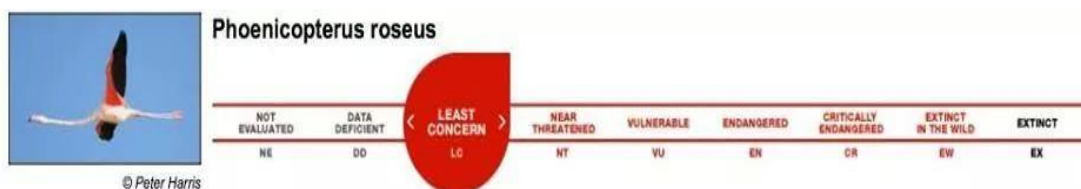


Figura 5.1 Fenicotteri rosa nella Lista Rossa IUCN (IUCN, 2012).

In quanto specialisti ecologici, i fenicotteri sono sensibili anche a piccoli cambiamenti dell'ambiente in cui vivono, ma allo stesso tempo sono in grado di adattarsi rapidamente alle nuove condizioni. Tuttavia, il più delle volte cambiamenti ambientali possono causare irregolarità delle riproduzioni e occasionali morie di massa, sintomo di bassa tolleranza alla modifica degli habitat. Un esempio è costituito dai fenicotteri rosa, che sono molto numerosi e con ampia distribuzione, ma che tuttavia dispongono di pochi siti adatti per la riproduzione (Richardson *et al.*, 2005).

Alterazioni nell'ambiente fisico possono avere, dunque, gravi effetti sui siti di nidificazione e sulle risorse alimentari: i cambiamenti climatici, l'instabilità meteorologica o la costruzione di dighe da parte dell'uomo possono causare variazioni dei livelli delle acque con una possibile distruzione dei siti di nidificazione e la loro esposizione ai predatori. Anche l'inquinamento è responsabile di variazioni nell'habitat dei fenicotteri: la qualità delle acque viene infatti fortemente alterata dall'uso di pesticidi, metalli pesanti, attività minerarie e industrie chimiche dovute ad una maggiore attività umana. Tutto ciò provoca gravi conseguenze sull'ecologia dei siti di alimentazione e nidificazione e, influenzando la qualità e salinità delle acque, ne risente anche la presenza di prede, di cui i fenicotteri si alimentano. Molte aree di foraggiamento vengono, inoltre, bonificate per creare nuovi terreni da destinare all'agricoltura (Richardson *et al.*, 2005).

Per quanto riguarda le malattie, esse sembrano non incidere in maniera rilevante sulle popolazioni di fenicotteri (Richardson *et al.*, 2005).

Altre minacce possono, invece, derivare dal disturbo causato dall'uomo: dal volo a bassa quota degli aerei al turismo fotografico (Hopcraft, 1975; Frid & Dill, 2002) e dalla caccia, che in qualche località continua tutt'oggi, ma che, soprattutto in passato, era parecchio diffusa perché i fenicotteri venivano utilizzati come alimento (Arrigoni degli Oddi, 1985; Ogilvie & Ogilvie, 1986).

La sensibilità e le reazioni al disturbo variano da specie a specie e tra le varie attività che vengono compiute: l'alimentazione e la riproduzione, ad esempio, sono le principali attività influenzate dal disturbo (Brown, 1958; Frid & Dill, 2002; Beauchamp & McNeil, 2003).

A causa dell'enorme biomassa che i fenicotteri rappresentano in alcune aree, possono essi stessi influenzare l'ecologia delle risorse idriche da cui dipendono e possono avere un impatto sull'ecosistema di queste aree, ad esempio, riducendo e regolando la biomassa di piante e alghe (Richardson *et al.*, 2005; Gayet *et al.*, 2012).

Nonostante le azioni dell'uomo minaccino costantemente le popolazioni di fenicotteri, sono state attuate anche delle tecniche di gestione atte a favorire la coesistenza tra uomo e fenicotteri. Esempi sono: il controllo delle acque a beneficio di uomo e uccelli, la gestione della produzione di sale nelle saline a beneficio dei fenicotteri, il ripristino o il mantenimento dei siti di nidificazione e la protezione delle zone umide attuata dalla Convenzione di Ramsar, dalla Convenzione sulla Diversità Biologica e dalla Convenzione sulle Zone Umide di Importanza Internazionale (Richardson *et al.*, 2005; Matthews, 2013).

Un altro piano d'azione attuato per la conservazione dei fenicotteri è stato sviluppato in seguito al 2nd *International Flamingo Symposium* del 1998, un raduno internazionale di specialisti e ricercatori che si occupa di sostenere la ricerca e la conservazione dei fenicotteri e proteggere le specie in via di estinzione. Ad ottobre 2014, si svolgerà il 3rd *International Flamingo Symposium* e anch'esso si concentrerà su tutti gli aspetti della conservazione dei fenicotteri, compresi gli studi ecologici, lo stato delle popolazioni selvatiche, i comportamenti zoologici e gli studi sull'allevamento in cattività (EAZA, 2014).

5.4 Fenicotteri in ambiente controllato

Come per le altre specie di uccelli, anche per i fenicotteri è fondamentale la conservazione *ex situ*: la maggior parte dei giardini zoologici europei possiede almeno una delle 6 specie di fenicotteri nella propria collezione. Solo per 4 di esse, *Phoenicopterus ruber*, *Phoenicopterus roseus* e *Phoenicopterus chilensis*, le specie più frequenti, e più recentemente anche per il fenicottero minore, sono attivi dei programmi di gestione a livello europeo (*EAZA Ciconiiformes and Phoenicopteriformes Regional Collection Plan*) con l'obiettivo di aumentare le dimensioni medie delle colonie ospitate in cattività e di diminuire il numero di colonie miste, prediligendo popolazioni costituite da un unico *taxon* (King & Van Weeren, 2005; King & Bračko, 2013).

La maggior parte delle colonie ospitate in cattività, infatti, ha dimensioni non sufficienti per costituire colonie riproduttive; il fine della ricerca è dunque l'aumento del tasso riproduttivo delle colonie per salvaguardare la specie, creando popolazioni *ex situ* importanti per i programmi di conservazione (Conway, 1989).

Poiché i fenicotteri sono animali estremamente sociali è consigliabile, sia per il loro benessere sia per garantire il manifestarsi dei corretti comportamenti sociali e riproduttivi, ospitare colonie con più di venti individui. Per ottenere popolazioni riproduttive il numero raccomandato è di 40 esemplari per colonia (King & Van Weeren, 2005).

Strategia diffusa tra i giardini zoologici, per ottenere questo risultato e incoraggiare la riproduzione, è di costituire colonie miste, ospitando nello stesso reparto specie differenti di fenicotteri. In questi casi può essere presente il rischio di ibridazione, che sarebbe da evitare per promuovere il benessere delle singole specie e mantenere la biodiversità (King & Van Weeren, 2005; Muhlfeld *et al.*, 2009). È consigliato, infatti, ogniqualvolta sia possibile, ospitare le diverse specie in reparti separati (Brown & King, 2005).

Per incrementare la riproduzione in colonie poco numerose esistono anche delle altre strategie, come il posizionamento di alcuni specchi nel reparto in modo tale da far sembrare la colonia più numerosa di quello che è in realtà, oppure l'utilizzo di registrazioni di vocalizzazioni di fenicotteri (Smith, 2005).

Dunque, per ridurre la possibilità di incroci e migliorare la salute e il benessere delle popolazioni di fenicotteri, i giardini zoologici devono impegnarsi a registrare

informazioni sulle singole specie in maniera costante e precisa (King & Van Weeren, 2005).

5.5 Il reparto dei fenicotteri nei giardini zoologici: requisiti

Per l'allevamento dei fenicotteri in cattività bisogna valutare attentamente diversi fattori, oltre alla progettazione dei recinti e dei siti di nidificazione: molto importanti sono il livello dell'acqua e il tipo di dieta, ma anche le dimensioni della colonia, la distribuzione dei sessi e l'età degli individui (Duplaix-Hall & Kear, 1975).

La maggior parte degli *exhibit* di fenicotteri in ambiente controllato sono costituiti da recinti a cielo aperto e più raramente da grandi voliere (Smith, 2005).

I vantaggi delle voliere sono svariati, come ad esempio: rischio minimo di predazioni, nessun furto di cibo da parte di altre specie come anatre o gabbiani, ed aumento della fertilità (Yoshitake *et al.*, 1988; Creighton & Stevens-Woods, 1990): inoltre un *exhibit* del genere è molto educativo e di impatto per i visitatori. Il vantaggio principale però è quello di poter mantenere gli animali pienamente alati; bisogna fare, tuttavia, molta attenzione per evitare le possibili ferite che possono provocarsi nel tentativo di volare in grandi voliere (Smith, 2005). Possono, infatti, verificarsi delle collisioni sulle reti di delimitazione, a tal proposito sono stati già utilizzati in uno zoo danese dei materiali molto flessibili in grado di far "rimbalzare" gli animali scontratisi sul perimetro della voliera, evitando lesioni che richiedano l'intervento veterinario (Klausen, 2013).

Nel caso dei fenicotteri le voliere sono purtroppo poco frequenti, principalmente per mancata disponibilità di spazio: un fenicottero, infatti, per poter spiccare il volo, deve prima correre per un lungo tratto (Meziani, 2011).

La maggior parte dei reparti sono aperti, senza recinzioni e quindi, per evitare la fuga dei fenicotteri, si pratica la tarpatura delle ali. Più con la tecnica del *pinioning*, ma anche con quella del *feather clipping* (Figura 5.2), il maschio può avere difficoltà di equilibrio nel momento della monta, la tarpatura delle ali può quindi provocare un serio ostacolo alla riproduzione di questi uccelli in cattività (Smith, 2005).



Figura 5.2 Fenicottero del Parco Natura Viva dopo *feather clipping*.

Quando non è possibile mantenere i fenicotteri pienamente alati, è consigliabile praticare il taglio di alcune penne remiganti di una sola ala per permettere al maschio di bilanciarsi meglio durante l'accoppiamento (Ellis & Dein, 1991), (Figura 5.3).



Figura 5.3 Bilanciamento riuscito durante l'accoppiamento di un fenicottero del Parco Natura Viva con ali tarpate.

Nella costruzione di un'area atta ad ospitare una colonia di fenicotteri bisogna per prima cosa assicurarsi di fornire spazio adeguato all'intera popolazione e permettere un possibile ampliamento di essa in seguito alle nuove nascite. Dopodiché è importante costruire un ricovero riparato e riscaldato in cui i fenicotteri possano ripararsi durante i periodi freddi (Smith, 2005).

Particolare attenzione va posta nella costruzione dell'area di nidificazione che deve avere una dimensione adeguata (circa 9 m²/fenicottero), deve essere presente qualche albero o arbusto e deve essere esposta al sole. Di fondamentale importanza è la scelta del substrato, che può essere costituito da argilla, una miscela di argilla e sabbia, pacciami di foglie o suolo nativo proveniente dalle aree circostanti. L'area di nidificazione dovrebbe essere posizionata lontano dal pubblico, possibilmente in una zona isolata del reparto, dove il disturbo da parte dei visitatori ma anche da parte dei *keeper*, che si occupano quotidianamente del reparto, sia minimo. È per questo motivo che in molti giardini zoologici i nidi sono posti su isolotti. Nei pressi del sito di nidificazione deve essere presente una fonte di acqua che consenta ai fenicotteri di costruire i nidi e le piante presenti nel reparto non devono ostacolare l'accesso all'area (Smith, 2005).

In alcuni giardini zoologici si può "aiutare" la nidificazione costruendo dei nidi sull'area prima della stagione riproduttiva (Johnson & Cezilly, 2009).

È importante inoltre costruire delle barriere per il controllo dei predatori.

L' *exhibit* dei fenicotteri deve possedere uno specchio d'acqua sufficientemente grande, in cui gli uccelli possano passare gran parte del loro tempo, accoppiarsi, pulirsi e riposare; non bisogna dimenticare però di fornire una fonte di acqua fresca per l'abbeverata, soprattutto se l'acqua del reparto è salata.

Per quanto riguarda la nutrizione, il reparto deve essere provvisto di una zona separata dallo specchio d'acqua, in cui depositare il cibo (Smith, 2005).

5.5.1 Arricchimenti

In molti giardini zoologici nel reparto dei fenicotteri vengono introdotti degli arricchimenti, i più comuni sono (PGAV, 2012):

- arricchimenti alimentari: oltre alla normale foraggiata, viene fornito ai fenicotteri l'alimento normalmente presente in natura, come ad esempio il krill, surgelato o vivo, oppure altri elementi come larve di insetti acquatici e alghe;

- arricchimenti strutturali: oltre a fornire un *exhibit* adeguato, completo di acqua e substrato adatto, per stimolare la riproduzione possono essere impostate delle registrazioni di vocalizzazioni o inseriti degli specchi nel reparto. Possono essere anche aggiunte delle piccole fontanelle per permettere ai fenicotteri di lavarsi;
- arricchimenti sociali: poiché i fenicotteri sono altamente sociali, è essenziale garantire un numero adeguato di soggetti nella colonia.

CAPITOLO 6 - OBIETTIVI

Le ricerche scientifiche sul benessere animale sono cominciate grazie alle preoccupazioni etiche riguardo alla qualità di vita degli animali, i quali devono poter condurre una vita il più possibile naturale, devono essere liberi dalla paura, dal dolore e da altri stati negativi e devono anche poter sperimentare situazioni piacevoli normali. Inoltre, gli animali devono godere di uno stato di salute soddisfacente, avere un buon tasso di crescita, essere in grado di riprodursi e devono poter manifestare le normali funzioni fisiologiche e comportamentali (Fraser *et al.*, 1997).

Poiché un buono stato di benessere è sinonimo di un buono stato di salute (Keeling & Jensen, 2009), l'analisi del benessere degli animali ospitati in ambiente controllato è fondamentale per garantire una buona qualità di vita senza stress e alterazioni della salute fisica e mentale, migliorando sempre di più la gestione di queste specie in cattività (Derrell *et al.*, 1997; Balm 1999; Moberg & Mench, 2000).

Questo studio si occupa dell'analisi del benessere di una colonia di fenicotteri rosa (*Phoenicopterus roseus*) ospitata in ambiente controllato, tramite l'osservazione dei comportamenti di 27 coppie.

I fenicotteri sono tra gli uccelli più allevati nei giardini zoologici, tuttavia il loro futuro negli zoo non è certo in quanto la riproduzione di questi uccelli è sensibile ad alcuni importanti fattori, quali: la numerosità degli individui che costituiscono la popolazione stessa, la presenza di minacce o disturbi arrecati alla colonia, il bilanciamento dei sessi all'interno della popolazione, le caratteristiche dell'*exhibit*, la situazione climatica e le capacità del maschio con ali tarpate di portare a termine la copula (Bildstein, 1990; King, 2008).

Questi uccelli vengono attualmente allevati in cattività cercando di dar loro la possibilità di manifestare uno dei comportamenti naturali più importanti, la riproduzione, aumentando il tasso riproduttivo in modo da creare popolazioni *ex situ* abbastanza grandi per portare avanti programmi di conservazione atti alla salvaguardia della specie (Conway, 1989; King & Van Weeren, 2005).

L'obiettivo di questo studio è stato quindi quello di valutare il benessere della colonia di fenicotteri rosa sulla base di parametri etologici, valutando:

- il successo riproduttivo in termini di numero di uova deposte e schiuse nella stagione riproduttiva 2014, rapportandolo alle precedenti stagioni (2012 e 2013);
- la monogamia, caratteristica tipica della specie, confrontando le coppie formatesi nella stagione 2014 con quelle presenti nelle stagioni precedenti;
- i comportamenti parentali di maschi e femmine nei confronti dell'uovo, valutando la distribuzione delle cure parentali tra i due sessi per verificare che siano conservati i comportamenti tipici della specie e che non siano presenti anomalie comportamentali.

Poiché in letteratura si evince che, spesso a seguito di una deposizione sterile, si ha una deposizione fertile (Pickering, 1992), questo studio ha osservato eventuali differenze comportamentali del maschio e della femmina nelle cure parentali nei confronti di uova sterili e uova fertili, per verificare la possibilità che gli individui siano in grado di riconoscere la fertilità delle uova. Questa è un'importante novità in quanto in letteratura non vi sono studi volti ad investigare la differenza nell'investimento parentale con uova sterili rispetto a uova fertili.

In questo studio è stato quindi analizzato, utilizzando un approccio etologico, il benessere della colonia durante la stagione riproduttiva.

Per far sì che i programmi di riproduzione in atto per questa specie continuino a portare ai risultati sperati, è necessario infatti il continuo monitoraggio del benessere delle colonie ospitate in ambiente controllato.

CAPITOLO 7 - MATERIALI E METODI

7.1 Area di studio

Questo studio è stato condotto presso il Parco Natura Viva di Bussolengo (VR), a pochi chilometri dal lago di Garda. Il Parco è stato aperto al pubblico nel 1969, si estende su 42 ettari di terreno ed è un parco zoologico naturalistico, che ospita circa 1.300 esemplari appartenenti ad oltre 200 specie selvatiche diverse e si tratta della più importante collezione zoologica italiana (Figura 7.1).



Figura 7.1 Mappa del Parco Natura Viva. Evidenziato il reparto dei fenicotteri rosa.

Il 25 Giugno 1969 è stato inaugurato il primo settore, di circa 10 ettari, che fa parte dell'attuale percorso Faunistico a cui è seguita l'apertura, nel 1973, del Parco Safari, un settore dedicato alle specie di mammiferi ed uccelli africani, un'area di circa 10 ettari da visitare a bordo del proprio autoveicolo. Nel 1978 la struttura è stata ulteriormente ampliata con l'*Aquaterrarium*, la Serra Tropicale e l'area Dinosauri.

Questi ultimi sono inclusi nel percorso di 30 ettari totali che costituisce il Parco faunistico attuale, visitabile a piedi.

In questo settore suddiviso in aree geografiche (Asia, Africa, Europa, Oceania) è possibile osservare numerose specie animali, molte delle quali in pericolo di estinzione, ospitate in reparti che riproducono il più fedelmente possibile il loro habitat naturale.

Il Parco Natura Viva è oggi un moderno Parco Zoologico, che ha un ruolo attivo nella conservazione della biodiversità e nella tutela delle specie minacciate. Si occupa principalmente di conservazione *in situ* ed *ex situ* di specie animali a rischio di estinzione, tutelando in ambiente controllato le specie a rischio e definendo strategie che assicurino la sopravvivenza delle specie minacciate in natura.

Altri scopi del Parco sono la ricerca, al fine di ottimizzare la gestione degli animali e l'educazione per sensibilizzare il pubblico riguardo alla necessità di salvaguardare l'ambiente e la fauna che ci vive.

Le prospettive del Parco Natura Viva sono ormai mondiali, con una fitta rete di contatti nazionali ed internazionali, al fine di coordinare la gestione delle popolazioni animali a rischio e promuovere programmi di reintroduzione in natura.

Tra le associazioni più importanti di cui il Parco fa parte, sono da ricordare:

- UIZA (Unione Italiana dei Giardini Zoologici ed Acquari)
- EAZA (*European Association of Zoos and Aquaria*)
- WAZA (*World Association of Zoos and Aquaria*)

Il parco, inoltre, partecipa a più di trenta progetti di conservazione *ex situ* EEP (*European Endangered species Programme*), nell'ambito dell'EAZA. Alcuni di questi progetti coinvolgono l'Orso con gli occhiali (*Tremarctor ornatus*), il Panda rosso (*Ailurus fulgens*), il Leopardo delle nevi (*Panthera uncia*), il Lemure vari (*Varecia variegata*) ed il Capovaccaio (*Neophron percnopterus*). In EAZA vi sono anche altri progetti di conservazione *ex situ*, detti ESB (*European StudBook*). Il Parco è il coordinatore dell'ESB del Lemure catta (*Lemur catta*).

Il Parco Natura Viva ricopre un ruolo fondamentale in Italia poiché coopera con il nucleo CITES (*Convention on International Trade in Endangered Species of flora and fauna*) del Corpo Forestale dello Stato, ospitando esemplari sequestrati dagli enti competenti in seguito ad illeciti commerciali.

Infine, partecipa direttamente a progetti di conservazione in Madagascar, Slovacchia ed Ecuador.

Il reparto dei fenicotteri

L'area dedicata ai fenicotteri rosa (*Phoenicopterus roseus*) (Figura 7.2) è situata nella parte Europea, alla fine del percorso del Parco Faunistico. La sua superficie è di circa 1.100 m² ed è costituita da una parte erbosa esterna e una fangosa più interna, che si affaccia su un laghetto con profondità massima di 20 centimetri. Nel periodo riproduttivo il livello dell'acqua viene abbassato per evitare che i pulcini appena scesi dal nido possano annegare.

All'interno del laghetto sono presenti due isolotti con substrato fangoso, il più grande dei quali viene utilizzato nella stagione riproduttiva e, più precisamente, la parte anteriore comprende la maggior parte dei nidi e quella posteriore è utilizzata prevalentemente per l'allevamento dei pulcini nel loro primo mese di vita.

Il reparto dei fenicotteri è delimitato da una rete alta un metro circondata da una siepe, tra le due è presente una rete di fili elettrici a bassa tensione attivata nelle ore notturne per impedire l'accesso ai predatori, come faine o volpi.

Sia sugli isolotti che lungo il perimetro sono presenti alberi, bambù e altra vegetazione. Ai due lati opposti di quest' area sono presenti rispettivamente un capanno di legno, che funge da riparo per l'inverno, e una mangiatoia in cemento.

Fino al 2011 questo reparto era condiviso sia da fenicotteri rosa sia da fenicotteri cileni (*Phoenicopterus chilensis*). La colonia mista è stata poi separata e i fenicotteri cileni, meno numerosi, sono stati trasferiti in una nuova area molto simile a quella precedente, ma di dimensioni minori (circa 500 m²).

In entrambe le aree, la densità di popolazione è di circa 0,08 animali/m²; in natura si aggira attorno agli 0,2 animali/m², più precisamente 180 individui/km² (Ramesh & Ramachandran, 2005).



Figura 7.2 Il reparto dei fenicotteri rosa

Dal 2012 è possibile osservare la colonia di fenicotteri rosa solo da un lato, in questo modo viene sensibilmente diminuito il disturbo arrecatogli dai visitatori.

Inoltre, la nidificazione avviene sull'isolotto che si trova a distanza sia dai visitatori sia dal *keeper* che si occupa della gestione della colonia stessa.

Una volta al giorno viene fornito ai fenicotteri il mangime, che comprende cereali, sottoprodotti di origine vegetale, oli e grassi, alghe, crostacei, vitamine e minerali. Durante il periodo riproduttivo la dieta prevede un'integrazione con un mangime formulato per le galline ovaiole, in modo da stimolare la riproduzione e la deposizione.

7.2 Soggetti sperimentali

Lo studio è stato condotto osservando 27 coppie di fenicotteri rosa appartenenti alla colonia, costituita da 114 individui, ospitata al Parco Natura Viva, che hanno deposto durante la stagione riproduttiva 2014 (Figura 7.3).

Ogni individuo è riconoscibile grazie ad un anello identificativo posto sulla zampa con colore e codice a tre lettere diversi nei vari soggetti.

Di ogni individuo è stato determinato il sesso attraverso l'analisi del DNA da un campione di piume prelevate ad ognuno nel momento della cattura annuale per

l'applicazione dell'anello identificativo e del microchip, secondo le norme vigenti (Regolamento 865/06 CE).

Secondo le linee guida può essere praticata la cosiddetta tecnica del *feather clipping* in cui viene ridotta la lunghezza in una sola ala di alcune penne remiganti (NSW Animal Welfare Advisory Council, 1996); anche questa procedura viene effettuata durante la cattura annuale.

La colonia attuale è composta esclusivamente da fenicotteri rosa, alcuni appartenenti alla collezione originale del Parco, altri (più precisamente 33) arrivati nel 2005 a seguito di un sequestro ad un commerciante di animali portato a termine dal Corpo Forestale dello Stato; tutti gli altri individui sono, invece, nati al Parco.



7.3 Fenicotteri rosa del Parco Natura Viva.

7.3 Procedura sperimentale

Prima della fase vera e propria di raccolta dati è stato effettuato un periodo di osservazione preliminare per permettere ai fenicotteri di abituarsi alla presenza costante di un osservatore e per far familiarizzare quest'ultimo con la colonia e con tutta la gamma di comportamenti dei fenicotteri, dai *display* comportamentali agli accoppiamenti.

Questa prima fase è, inoltre, fondamentale per il riconoscimento dei vari individui e la stesura dell'etogramma comportamentale (Tabella A), costruito sulla base delle

osservazioni preliminari e dalle informazioni presenti in letteratura (Studer-Thiersch, 1967; King *et al.*, 2005).

CLASSE	CATEGORIA COMPORTAMENTALE	SIGLA	DEFINIZIONE OPERATIVA
Comportamento parentale: AZIONI	Incubazione	I	Il genitore è sul nido e cova l'uovo.
	Costruzione del nido	N	Il genitore è sul nido, cerca e raccoglie materiale attorno ad esso per costruirlo o ripararlo.
	<i>Comfort</i>	COM	Il genitore riposa con il becco sotto l'ala (<i>Sleeping</i> , sigla S); distende l'ala e la zampa corrispondente o sbatte le ali (<i>Stretching</i> , sigla STR); si dedica alla pulizia del piumaggio e si liscia le penne con il becco (<i>Preening</i> , sigla P); sta in piedi sul nido senza osservare l'uovo (sigla IP).
	Cure verso l'uovo	CU	Il genitore si alza in piedi sul nido, abbassa la testa e controlla l'uovo.
	Rotazione dell'uovo	R	Il genitore si alza in piedi sul nido e gira l'uovo con il becco.
	Agonismo	AG	Il genitore litiga, becca un altro individuo, allunga il collo verso un altro e lo muove a destra e sinistra.
	Vicino al Nido	VN	Il genitore si trova in piedi vicino al nido.
	Non al Nido	NN	Il genitore svolge una qualche attività lontano dal nido.
Comportamento parentale: POSTURA	Incubazione	I	Il genitore è seduto sul nido.
	Standing	E	Il genitore è in piedi sul nido.
	Non al Nido	NN	Il genitore si trova lontano dal nido.

Tabella A Etogramma delle categorie comportamentali manifestate dai fenicotteri, maschi e femmine, in esame. Sono indicate le classi e le categorie comportamentali con le relative sigle e definizioni.

Lo studio è stato quindi organizzato in due fasi:

- fase preliminare dal 24 febbraio 2014 al 7 marzo 2014;
- fase di raccolta dati dal 9 marzo 2014 all'11 maggio 2014.

La raccolta dati è stata condotta su un campione di 27 coppie appartenenti alla colonia, seguendo l'intero periodo della cova dalla deposizione alla schiusa dell'uovo, registrando il comportamento parentale di maschi e femmine nei confronti dell'uovo. Sono stati inoltre annotati i dati relativi al numero di coppie formatesi nella colonia, il numero di deposizioni e di schiuse nell'intera stagione riproduttiva 2014.

Il periodo di osservazione iniziava subito dopo aver rilevato una nuova deposizione e si concludeva alla schiusa dell'uovo, osservando quindi l'intero periodo di incubazione. Ogni coppia è stata osservata per un totale di 14 sessioni, costituite ognuna da un'osservazione al mattino e una al pomeriggio, entrambe della durata di 10 minuti. Per ciascuna sessione veniva registrato il comportamento sia del maschio che della femmina.

Le osservazioni sono state effettuate in un arco di tempo compreso tra le 9.00 del mattino e le 17.00 del pomeriggio.

Delle 27 coppie, una è stata osservata due volte per permettere un confronto riguardo ai comportamenti parentali, in quanto il primo uovo deposto non è risultato fertile, dal secondo invece è nato un pulcino.

Il numero totale di sessioni per questa stagione riproduttiva ammonta a 392 per un totale di 3.920 minuti (65,33 ore) di osservazione.

Al fine di poter eseguire la raccolta dati è stato necessario attribuire un numero ad ogni nido e preparare una cartina associando le coppie osservate al nido corrispondente (Figura 7.4).



Figura 7.4 Riproduzione schematica dei nidi nell'isolotto.

Raccolta dati

La raccolta dati di questo studio consiste nell'annotazione dei comportamenti manifestati dagli individui di una coppia in un determinato intervallo di tempo, con osservazioni dirette utilizzando il metodo della registrazione continua.

È stato utilizzato un campionamento a soggetto focale (Altmann, 1974), monitorando i comportamenti parentali del maschio e della femmina nei confronti dell'uovo.

I dati sono stati raccolti, con l'aiuto di un cronometro e di un binocolo, in una scheda cartacea; in ogni scheda sono state registrate le azioni e le posture sia del maschio sia della femmina vicino al nido, sul nido e non al nido specificando le azioni del soggetto che si trovava sul nido al momento dell'osservazione (Figura 7.5).

Nella scheda dunque sono stati riportati:

- data del campionamento;
- ora di inizio del campionamento;
- numero del nido in cui era presente l'uovo da osservare;
- codice identificativo di entrambi gli individui della coppia;
- tempo di inizio e di fine di ogni comportamento osservato, indicati dal cronometro;
- sigla del comportamento osservato.

Data			Ora inizio		Nido 38
9/04/2014			11.45		
	Maschio CCH		Femmina CVK		
COUNTER	AZIONE	POSTURA	AZIONE	POSTURA	COMMENTO
00.00.00	VN	VN	S	I	
00.01.26	VN	VN	I	I	
00.02.06	VN	VN	P	I	
00.02.33	VN	VN	I	I	
00.03.10	VN	VN	CU	E	
00.03.55	VN	VN	P	E	
00.04.03	VN	VN	CU	E	
00.04.15	VN	VN	P	E	
00.04.49	VN	VN	CU	E	
00.05.57	NN	NN	AG	E	
00.06.17	NN	NN	I	I	
00.07.48	NN	NN	N	I	
00.08.19	NN	NN	AG	I	
00.08.34	NN	NN	I	I	
00.08.50	NN	NN	N	I	
00.09.01	NN	NN	I	I	
00.09.25	NN	NN	AG	I	
00.09.31	NN	NN	I	I	
00.10.00	NN	NN	I	I	

Figura 7.5 Esempio di una scheda di raccolta dati.

7.4 Analisi statistica

I dati raccolti sono stati inseriti in un foglio di lavoro Excel e preparati per l'analisi statistica, svolta con l'ausilio del programma StatView (5.0 SAS Institute Inc.).

Per l'analisi dei dati è stato usato un test di statistica parametrica, il t-test o T di Student, per analizzare eventuali differenze tra comportamento dei maschi e delle femmine in relazione alle cure dell'uovo, con livello di significatività $p < 0,05$.

Per il confronto tra i comportamenti di maschio e femmina nei confronti dell'uovo fertile e dell'uovo non fertile è stata effettuata una *Single Case Analysis* utilizzando il *Wilcoxon test*, un test di statistica non parametrica che si utilizza in caso di misure

appaiate di uno stesso campione (Sheskin, 2011), sempre scegliendo come livello di significatività $p < 0,05$.

CAPITOLO 8 - RISULTATI

Al fine di valutare il benessere della colonia di fenicotteri rosa ospitati al Parco Natura Viva durante la stagione riproduttiva 2014, sono stati analizzati come indicatori:

- il successo riproduttivo;
- la monogamia;
- la distribuzione delle cure parentali tra maschio e femmina.

Dei buoni risultati riproduttivi e il mantenimento delle caratteristiche etologiche di specie garantiscono infatti il benessere di questi uccelli.

8.1 Successo riproduttivo

Per valutare il successo riproduttivo della stagione 2014, sono stati confrontati i dati ottenuti con quelli delle stagioni precedenti, più precisamente con le stagioni 2013 e 2012, anno in cui la colonia di fenicotteri cileni è stata separata da quella dei fenicotteri rosa.

In totale nella stagione 2014 sono state deposte 50 uova ma solo 25 si sono schiuse.

	COPPIE	DEPOSIZIONI	SCHIUSE	DEP./COPPIE	SCHIUSE/DEP.
2012	21	25	13	1,190	0,520
2013	27	32	16	1,185	0,500
2014	36	50	25	1,389	0,500

Tabella B Numero di coppie, uova deposte e pulcini nati nelle stagioni riproduttive 2012, 2013, 2014.

Dalla Tabella B si può notare un aumento, di anno in anno, del numero delle coppie formatesi, delle uova deposte e delle schiuse. Per confrontare il successo riproduttivo sono stati eseguiti sia il rapporto tra il numero di uova deposte e il totale delle coppie formatesi, sia il rapporto tra il numero delle schiuse e il totale delle deposizioni (Murray, 2000).

Analizzando il rapporto tra il numero di uova deposte e le coppie formatesi nella stagione 2014 si può dedurre che il numero delle ri-deposizioni è stato maggiore rispetto agli anni precedenti, fattore da attribuire probabilmente alla presenza di molte coppie giovani.

Tuttavia dai risultati si evince che non c'è una differenza sostanziale nel successo riproduttivo tra le varie stagioni, si ha il 52% di deposizioni che hanno dato alla luce un pulcino nell'anno 2012 e il 50% nell'anno 2013 e nella successiva stagione 2014.

8.2 Monogamia

Il mantenimento della monogamia tra coppie di fenicotteri rosa in cattività può essere considerato un buon indicatore di benessere, in quanto la fedeltà verso il proprio *partner* è un'importante caratteristica della specie. La monogamia si mantiene maggiormente in colonie di piccole dimensioni, mentre diminuisce con l'aumentare della numerosità del gruppo (Studer-Thiersch, 2000), perciò va valutata in relazione alla grandezza della colonia.

La monogamia inoltre è maggiormente visibile se si analizzano dati provenienti da annate vicine e tende a scemare se si considerano date di stagioni più lontane tra loro.

Per verificare l'andamento di questa caratteristica negli anni sono stati considerati i dati delle coppie formatesi dalla stagione riproduttiva 2012 alla stagione 2014 (Tabella C), considerando anche l'eventuale presenza di "coppie storiche" grazie all'analisi di dati raccolti a partire dalla stagione 2007.

Capitolo 8 – Risultati

2012		U/P	2013		U/P	2014		U/P
M	F		m	f		m	f	
KZN b	NKR b	P	/	/	/	/	/	/
KVV b	KSK b	U	/	/	/	/	/	/
NTX v	CVK r	U	/	/	/	/	/	/
NVH r	NFA v	P	/	/	/	/	/	/
KZZ b	HGR v	P	/	/	/	/	/	/
HFX b	NHP b	P	/	/	/	/	/	/
KWX v	NNK b	P	KWX v	NNK b	P	KWX v	NNK b	P
NWA v	NUN r	P	NWA v	NUN r	P	NWA v	NUN r	P
KUA b	PCF r	P	KUA b	PCF r	P	KUA b	PCF r	P
NFK b	KYH b	P	NFK b	KYH b	U	NFK b	KYH b	U
KWP b	NTW r	P	KWP b	NTW r	P	KWP b	NTW r	P
KUN b	HRY r	P	KUN b	HRY r	P	KUN b	HRY r	P
HRA b	KWX b	P	HRA b	KWX b	P	HRA b	KWX b	P
FTY b	HRR r	U	FTY b	HRR r	P	FTY b	HRR r	P
ATP g	FFH b	P	ATP g	FFH b	U	ATP g	FFH b	P
HCU b	HYV r	P	HCU b	HYV r	U	HCU b	HYV r	P
AWY b	HFG b	P	AWY b	HFG b	U	AWY bi	HFG b	P
NNZ b	HWV b	U	NNZ b	HWV b	P	/	/	/
NFV b	NPS r	U	NFV b	NPS r	P	/	/	/
KZC b	KFA r	U	KZC b	KFA r	P	/	/	/
NFH b	NWK v	U	NFH b	NWK v	U	/	/	/
			KXC b	KSK b	U	KXC b	KSK b	U
			KYR b	NHP b	P	KYR b	NHP b	P
			HFX b	NKR b	U	HFX b	NKR b	P
			AWP bi	HGR v	U	AWP bi	HGR v	P
			CWP b	SRS v	P	CWP b	SRS v	U
			KXW b	NKW b	P	KXW b	NKW b	U
			FAP v	HHP v	U	FAP v	HHP v	U
			NVH r	X	P	/	/	/
			KZN b	CVK r	P	/	/	/
			FCH r	FCH v	P	/	/	/
			FCX r	CVF r	U	/	/	/
			CXK r	AYU bi	U	/	/	/
						KZC b	RHA v	P
						KZN b	NWK v	P
						NVH r	HWV b	P
						NFH b	NPS r	P
						RUF v	FCC v	U
						HXT b	HST r	P
						ARY bi	FCA v	P
						NNZ b	KFA r	U
						AVW bi	NZN v	P
						NFV b	CVF r	P
						CCH v	CVK r	U
						CCG g	ATH bi	P
						NTX v	FAT r	U
						SHK v	AXZ bi	P
						ARW g	CWK r	P
						CZC v	ARF bi	P
						FCH r	CNN r	U
						CXK r	Y	U

Tabella C Elenco delle coppie di fenicotteri formatesi nelle stagioni 2012, 2013, 2014. Di ogni individuo è stato riportato il codice identificativo di tre lettere e l'iniziale del colore dell'anello in minuscolo. Le celle rosse corrispondono agli individui che hanno cambiato *partner* dalla stagione 2013 a quella 2014, le celle evidenziate in verde corrispondono alle nuove coppie formatesi nel 2014. La lettera U indica che l'uovo non si è schiuso, la P indica che l'uovo si è schiuso ed è nato un pulcino.

Dal confronto tra le stagioni riproduttive emerge che nella stagione riproduttiva 2014 su un totale di 36 coppie, 18 si sono mantenute uguali all'anno precedente presentando una monogamia del 50% (18/36). Undici coppie si ripresentano nelle tre stagioni e confrontando la stagione 2012 con la stagione 2014, la monogamia è del 30% (11/36).

Nel 2014 inoltre si sono formate 18 nuove coppie, 9 delle quali sono composte da uno o entrambi gli individui che si erano accoppiati nelle stagioni precedenti e hanno cambiato *partner* (Tabella C), le altre 9 sono composte da individui che si sono accoppiati per la prima volta nella stagione 2014 (Tabella C).

Analizzando i dati delle stagioni passate, a partire dal primo anno di monitoraggio della colonia (2007), si è visto che ci sono alcune coppie "storiche" mantenutesi dal 2007 al 2014 (Tabella D).

Anno	2007		2008		2009		2012		2013		2014	
Sesso	m	f	m	f	m	f	M	f	m	F	m	f
Coppie	KWX v	NNK b	KWX v	NNK b	KWX v	NNK b	KWX v	NNK b	KWX v	NNK b	KWX v	NNK b
	NWA v	NUN r	NWA v	NUN r	NWA v	NUN r	NWA v	NUN r	NWA v	NUN r	NWA v	NUN r
			KUA b	PCF r	KUA b	PCF r	KUA b	PCF r	KUA b	PCF r	KUA b	PCF r
			NFK b	KYH b	NFK b	KYH b	NFK b	KYH b	NFK b	KYH b	NFK b	KYH b
			KWP b	NTW r	KWP b	NTW r	KWP b	NTW r	KWP b	NTW r	KWP b	NTW r

Tabella D Elenco delle coppie mantenutesi uguali negli anni. I soggetti sono identificati con il codice a tre lettere e il colore dell'anello posto sulla zampa.

Dalla Tabella D si evince che due coppie sono rimaste le stesse per tutte le stagioni riproduttive analizzate, mentre altre tre coppie hanno mantenuto la monogamia dalla stagione 2008 alla stagione riproduttiva 2014.

Inoltre, tra le coppie formatesi, non inclusa nella Tabella C è stata osservata una coppia costituita da due fenicotteri di sesso maschile (NCY+NYY). Anch'essi hanno eseguito i rituali di accoppiamento tipici della specie senza, tuttavia, riuscire a simulare la monta completa poiché il fenicottero che fungeva da "femmina" era di dimensioni molto maggiori rispetto al fenicottero che ha tentato la monta. I due

hanno inoltre occupato un nido esattamente come le coppie che sono in procinto di deporre un uovo.

8.3 Cure parentali

Dopo aver osservato il successo riproduttivo e la monogamia, si analizza ora il comportamento manifestato da maschi e femmine nella cura dell'uovo.

Il tempo trascorso sul nido e i vari comportamenti associati al periodo di incubazione dell'uovo sono stati osservati nei maschi e nelle femmine.

Prima di tutto è stata analizzata e confrontata la quantità di tempo che trascorrono vicino, lontano o sul nido sia i fenicotteri maschi sia le femmine (Figura 8.1).

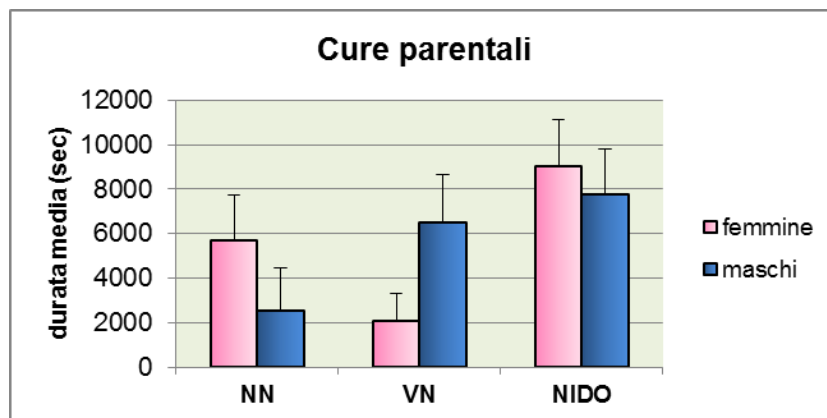


Figura 8.1 Durata media in secondi del tempo trascorso da maschi e femmine, lontano dal nido (NN), vicino al nido (VN) e sul nido (NIDO). Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Dalla figura 8.1 si evince che sia i maschi sia le femmine trascorrono la maggior parte del tempo sul nido (9042,96s ± 2076,24s e 7754,14s ± 2073,86s rispettivamente) rispetto a stare vicino al nido (2068,55s ± 1264,48s e 6507,26s ± 2176,25s, rispettivamente) o lontano da questo (5687,44s ± 2046,17s e 2538,59s ± 1943,62s, rispettivamente).

Tuttavia, le femmine trascorrono significativamente più tempo sul nido rispetto ai maschi (*t-test*: $t_{(52)}=2,282$; $p=0,026$), così come lontano da questo (*t-test*: $t_{(52)}=5,798$; $p<0,0001$), mentre i maschi trascorrono significativamente più tempo vicino al nido rispetto alle femmine (*t-test*: $t_{(52)}=-9,164$; $p<0,0001$).

Sono state poi osservate le posture assunte sia dai maschi sia dalle femmine sul nido (Figura 8.2).

La postura “I” indica che il genitore sul nido sta covando l’uovo, la postura “E” indica la stazione eretta sul nido e potrebbe indicare che il genitore sta controllando l’uovo o lo sta ruotando.

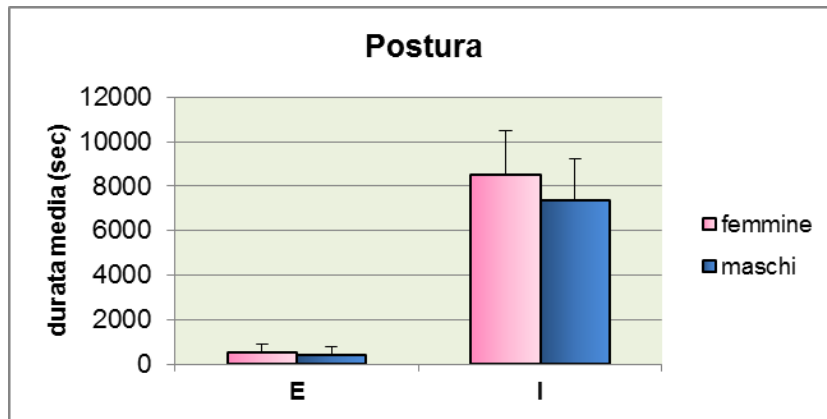


Figura 8.2 Durata media in secondi delle posture mantenute sul nido dai fenicotteri maschi e femmine. La lettera E indica la stazione eretta, la lettera I indica che il genitore è seduto sul nido. Le barre verticali indicano la deviazione standard.

Sia per le femmine sia per i maschi la postura maggiormente manifestata è quella di incubazione, seduti sul nido (I) (8527,03s ± 1950,32s e 7361,25s ± 1889,34s, rispettivamente) rispetto alla postura eretta (515,92s ± 354,72s e 392,88s ± 375,19s, rispettivamente).

Le femmine, tuttavia, trascorrono più tempo dei maschi sia in postura di incubazione sia in stazione eretta. Dall’analisi statistica la sola differenza che risulta significativa tra maschi e femmine è rappresentata dal tempo trascorso nell’incubazione dell’uovo (*t*-test: $t_{(52)}=2,231$; $p=0,030$).

Oltre alle posture sono stati osservati anche i comportamenti manifestati dai fenicotteri, cioè: la cura dell’uovo, che comprende, oltre che l’incubazione, anche l’osservazione e la rotazione di esso; la costruzione del nido e la sua difesa; i comportamenti di *comfort*, che includono lo stare in piedi sul nido, la pulizia delle penne (*preening*), il riposo (*sleeping*) e lo *stretching*.

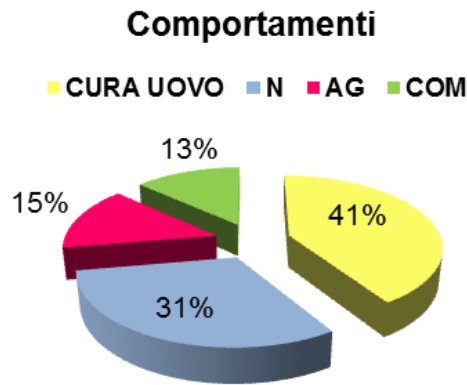


Figura 8.3 Percentuale del tempo trascorso nella cura e difesa dell'uovo e del nido e nel *comfort* dei fenicotteri rosa. CURA UOVO=incubazione (I), cure dell'uovo (CU) e rotolamento dell'uovo (R); N=costruzione del nido, AG=comportamenti agonistici, COM=stare in piedi sul nido, pulizia del piumaggio(P), *stretching*(STR) e *sleeping*(S).

Dalla figura 8.3 si evince che i fenicotteri rosa di questa colonia impiegano la maggior parte del tempo (41%) nella cura dell'uovo, subito seguita dalla costruzione del nido (31%); la restante parte del tempo viene utilizzata dai fenicotteri per il riposo e la pulizia del piumaggio e per la difesa del nido (13% e 15% del tempo, rispettivamente).

In particolare, durante la postura di incubazione, oltre che l'incubazione vera e propria (I), manifestano comportamenti agonistici (AG) di difesa del nido e quindi dell'uovo, la costruzione del nido (N) e il *comfort* (P; S).

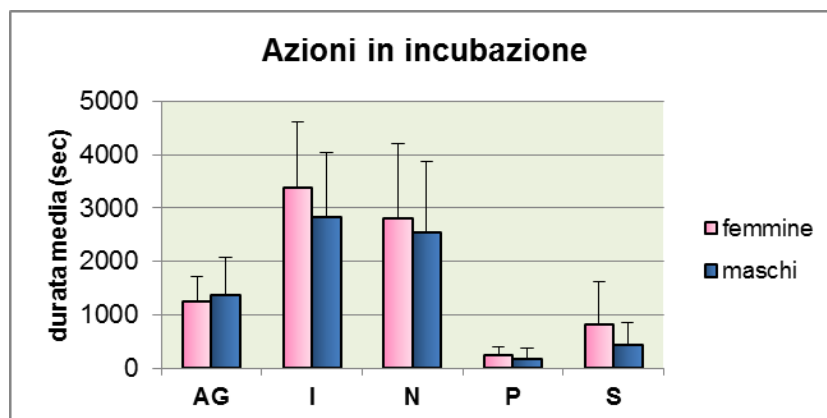


Figura 8.4 Durata media in secondi delle azioni manifestate durante l'incubazione dai fenicotteri maschi e femmine. AG=comportamenti agonistici, I=incubazione, N=costruzione del nido, P=pulizia del piumaggio, S=*sleeping*. Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Dalla figura 8.4 si può notare che il comportamento più manifestato quando il genitore, sia esso femmina, sia esso maschio, si trova seduto sul nido è

l'incubazione vera e propria, quindi la cova dell'uovo, seguito dalla costruzione del nido e dai comportamenti agonistici; minor tempo impiegato invece per la pulizia e il riposo.

Osservando la figura 8.4, inoltre si evince che le femmine trascorrono più tempo dei maschi ad incubare ($3385,59s \pm 1239,85s$ e $2835,66s \pm 1209,16s$, rispettivamente), a costruire il nido ($2811,25s \pm 1407,93s$ e $2537,62s \pm 1337,94s$, rispettivamente) e nei comportamenti di *comfort* (P: $243,51s \pm 168,11s$ e $182,18s \pm 188,76s$, rispettivamente; S: $825,74s \pm 794,14s$ e $427,74s \pm 419,37s$, rispettivamente).

I maschi invece manifestano i comportamenti agonistici, quindi muovendo il collo in segno di minaccia o beccando un altro individuo mentre stanno seduti sul nido, più delle femmine ($1378,03s \pm 703,50s$ e $1260,92s \pm 462,88s$, rispettivamente).

Dall'analisi statistica le differenze tra sessi non sono risultate statisticamente significative, ad eccezione del comportamento di *sleeping* (*t-test*: $t_{(52)}=2,303$; $p=0,025$).

Sono poi stati considerati i comportamenti dei fenicotteri rosa quando veniva assunta la postura eretta sul nido. in particolare sono state osservate:

1. Azioni rivolte a se stessi: comprende lo stare in piedi, la pulizia e lo *stretching* (IP+P+STR).
2. Azioni rivolte agli altri: comprende i comportamenti agonistici.
3. Azioni rivolte al nido: comprende la cura e il rotolamento dell'uovo e la costruzione del nido (CU+R+N).

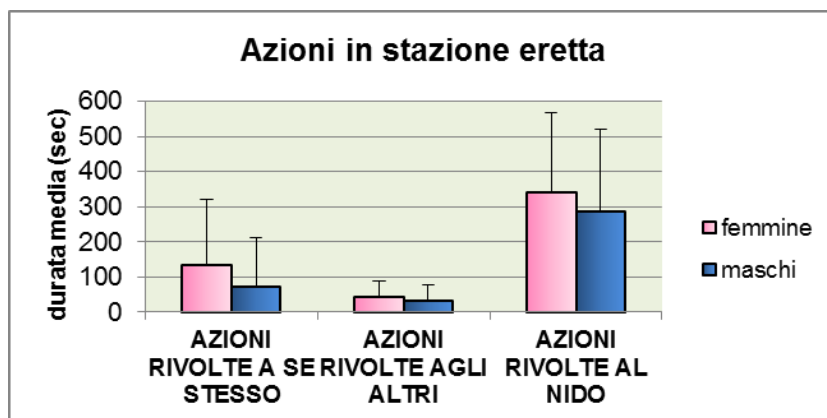


Figura 8.5 Durata media in secondi delle azioni svolte in stazione eretta. L'istogramma mostra le azioni rivolte a sé stessi, agli altri e al nido di maschi e femmine. Le barre verticali indicano la deviazione standard.

Dalla figura 8.5 si evince che le azioni più manifestate in stazione eretta sono quelle rivolte al nido, sia dalle femmine sia dai maschi ($339,66s \pm 226,34s$ e $287,77s \pm$

231,10s, rispettivamente), seguite dalle azioni rivolte a se stesso (132,66s ± 187,86s e 73,92s ± 137,26s, rispettivamente) e dalle azioni rivolte agli altri (43,59s ± 46,02s e 31,18s ± 46,94s, rispettivamente).

Tutte le azioni compiute sul nido in stazione eretta sono svolte per un tempo maggiore dalle femmine rispetto ai maschi, tuttavia dall'analisi statistica non è emersa alcuna differenza statisticamente significativa ($p>0,05$).

È possibile poi analizzare nel dettaglio le azioni svolte nei confronti del nido sia dai maschi sia dalle femmine (Figura 8.6).

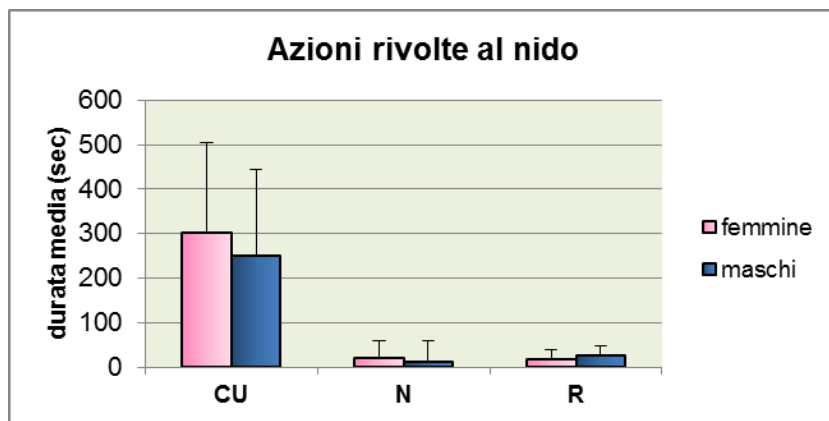


Figura 8.6 Durata media in secondi del tempo trascorso in stazione eretta nella cura dell'uovo (CU), nella costruzione del nido (N) e nel rotolamento dell'uovo (R) da parte di femmine e maschi. Le barre verticali indicano la deviazione standard.

La figura 8.6 mostra che l'azione maggiormente compiuta in stazione eretta, nei confronti del nido, dalle femmine è la cura dell'uovo (303,14s ± 202,56s), seguita dalla costruzione del nido e dalla rotazione dell'uovo (19,66s ± 39,88s e 16,85s ± 21,99s, rispettivamente); anche nei maschi il comportamento maggiormente svolto è la cura dell'uovo (249,25s ± 195,55s) seguito in questo caso dalla rotazione dell'uovo (25,62s ± 21,88s) e dalla costruzione del nido (12,88s ± 44,74s). Se ne evince che le femmine impiegano più tempo nella cura dell'uovo e nella costruzione del nido rispetto ai maschi, mentre questi ultimi ruotano l'uovo per più tempo rispetto alle femmine. Dall'analisi statistica queste differenze non sono risultate statisticamente significative ($p>0,05$).

8.4 Single case analysis

Poiché ci sono casi in cui coppie depongono uova non fertili alla prima deposizione e alla seconda deposizione l'uovo risulta fertile (Pickering, 1992), è stato verificato se ci siano delle differenze nei comportamenti del maschio e della femmina di una coppia di fenicotteri rosa nei confronti dell'uovo sterile e dell'uovo fertile; il primo uovo deposto non si è schiuso, ne è stato quindi rideposto un secondo dal quale è nato un pulcino.

Sono stati analizzati tutti i comportamenti parentali eseguiti sul nido e le posture assunte dal fenicottero maschio e dal fenicottero femmina nei confronti dell'uovo non schiuso (prima cova) e dell'uovo schiuso (seconda cova).

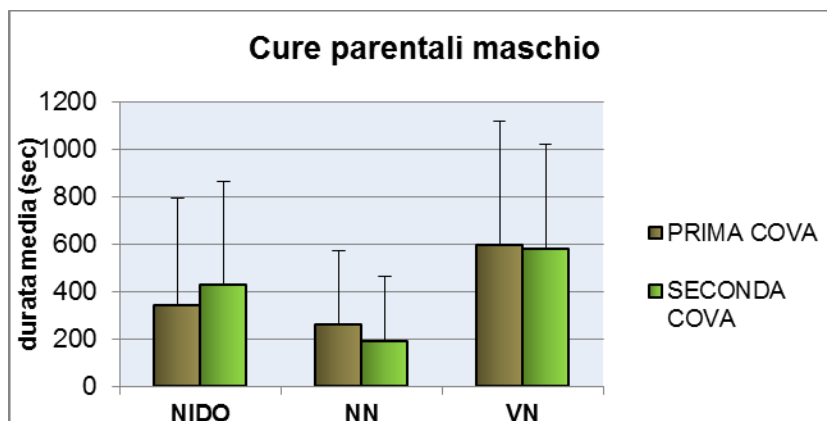


Figura 8.7 Durata media in secondi delle cure parentali del maschio nei confronti dell'uovo non schiuso e dell'uovo schiuso sul nido (NIDO), lontano dal nido (NN) e vicino al nido (VN). Le barre verticali rappresentano la deviazione standard.

Dalla figura 8.7 si evince che il maschio, in entrambi i casi passa più tempo vicino al nido ($594,92s \pm 521,95s$ nella prima cova e $580s \pm 439,72s$ nella seconda) rispetto al tempo trascorso sul nido ($342,64s \pm 453,12s$ e $428,57s \pm 435,76s$, rispettivamente) e lontano da questo ($262,42s \pm 307,63s$ e $191,42s \pm 273,74s$, rispettivamente). Inoltre, il maschio passa più tempo sul nido nel caso dell'uovo fertile che nel caso dell'uovo non schiuso, mentre passa più tempo lontano o vicino al nido durante la prima cova rispetto alla seconda cova.

Dall'analisi statistica, tuttavia, non emergono differenze significative ($p > 0.05$).

Nella figura 8.8 si possono invece notare le cure parentali svolte dalla femmina sull'uovo sterile e su quello fertile.

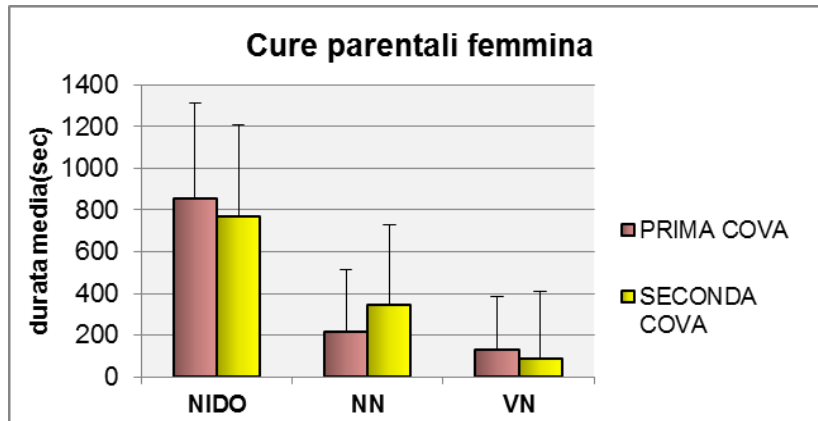


Figura 8.8 Durata media in secondi delle cure parentali della femmina nei confronti dell'uovo non schiuso e dell'uovo schiuso, sul nido (NIDO), lontano dal nido (NN) e vicino al nido (VN). Le barre verticali rappresentano la deviazione standard.

Dalla figura 8.8 si può notare che sia nella prima cova con uovo non schiuso che durante la seconda cova con uovo fertile, la femmina ha trascorso più tempo nel nido ($857,35s \pm 453,12s$ e $771,42s \pm 435,76s$, rispettivamente), seguito da stare lontano dal nido ($213,50s \pm 297,26s$ e $342,85s \pm 387,72s$, rispettivamente) e vicino al nido ($129,14s \pm 256,63s$ e $85,71s \pm 320,71s$, rispettivamente). Inoltre, durante la prima cova, la femmina ha trascorso più tempo sul nido o vicino al nido rispetto alla seconda cova.

Dall'analisi statistica tali differenze non sono risultate significative ($p > 0,05$).

Sono state analizzate anche le posture assunte dal maschio e dalla femmina sul nido (Figura 8.9 e Figura 8.10).

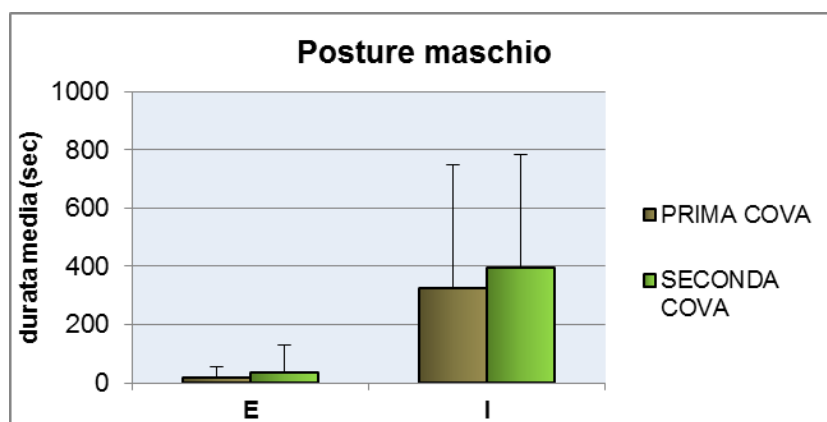


Figura 8.9 Durata media in secondi delle posture mantenute dal maschio nei confronti dell'uovo schiuso e dell'uovo non schiuso. E indica la stazione eretta I la postura di incubazione. Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Dalla figura 8.9 si evince che, sia nella prima che nella seconda cova, il maschio ha passato più tempo in incubazione ($325,50s \pm 424,24s$ e $394,64s \pm 385,31s$, rispettivamente) piuttosto che in stazione eretta ($17,14s \pm 38,22s$ e $33,92s \pm 93,97s$, rispettivamente). Inoltre, durante la cova dell'uovo fertile ha passato più tempo sia in stazione eretta che in incubazione rispetto al periodo di cova dell'uovo sterile, queste differenze non sono tuttavia risultate significative all'analisi statistica ($p > 0,05$).

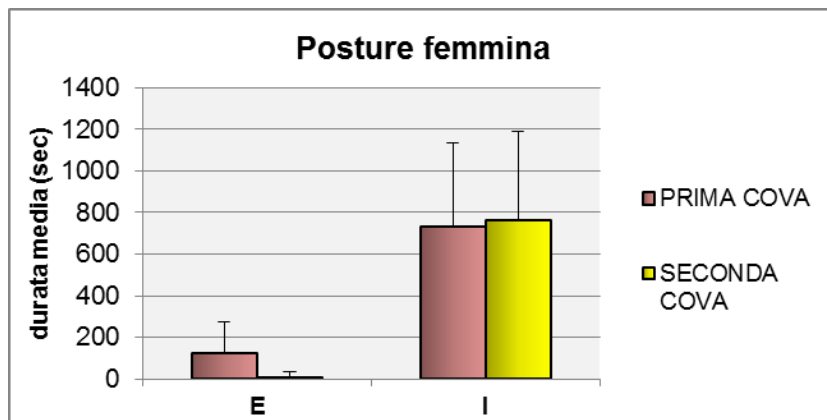


Figura 8.10 Durata media in secondi delle posture mantenute dalla femmina nei confronti dell'uovo schiuso e dell'uovo non schiuso. E indica la stazione eretta I la postura di incubazione. Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Sia durante la prima sia durante la seconda cova, la femmina trascorre più tempo in incubazione ($732,85s \pm 401,54s$ e $762,92s \pm 427,65s$, rispettivamente) che in stazione eretta ($124,50s \pm 148,17s$ e $8,50s \pm 29,04s$, rispettivamente). Tuttavia, nella prima cova, la femmina sta più tempo in incubazione rispetto alla seconda cova, mentre nella seconda si trova per più tempo in stazione eretta rispetto alla prima cova. Dall'analisi statistica risulta significativa la differenza tra il tempo passato in stazione eretta nella prima cova rispetto alla seconda cova (*Wilcoxon test*: $z = -2,58$; $p = 0,009$).

Al fine di analizzare eventuali differenze nella cura di uova sterili e di uova fertili sono stati analizzati i comportamenti parentali e le cure sull'uovo in postura eretta e in incubazione, sia per il maschio sia per la femmina.

Nella figura 8.11 è rappresentato l'istogramma delle azioni svolte in stazione eretta dal maschio, nella figura 8.12 le azioni svolte in stazione eretta dalla femmina. Sono stati considerati i comportamenti agonistici (AG), il *comfort*, definito dal *preening*, dallo *stretching* e dallo stare in piedi e le cure sull'uovo che comprendono le cure vere e proprie, la costruzione del nido e il rotolamento dell'uovo.

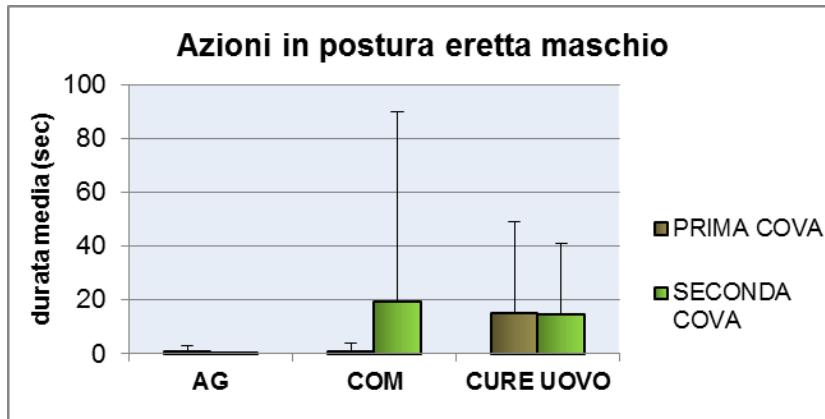


Figura 8.11 Durata media in secondi delle azioni compiute dal maschio in postura eretta. AG=comportamenti agonistici, COM=*comfort*, CURE UOVO=cure nei confronti dell'uovo. Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Dalla figura 8.11 si evince che il maschio trascorre più tempo a curare l'uovo nella prima cova rispetto alla seconda cova (15,28s ± 33,67s e 14,50s ± 26,66s, rispettivamente) e negli atteggiamenti agonistici (0,78s ± 2,00s e 0,14s ± 0,53s, rispettivamente), mentre trascorre più tempo nelle azioni di *comfort* nella seconda cova rispetto alla prima (19,28s ± 70,73s e 1,07s ± 3,04s, rispettivamente). Dall'analisi statistica non emergono differenze significative ($p > 0,05$).

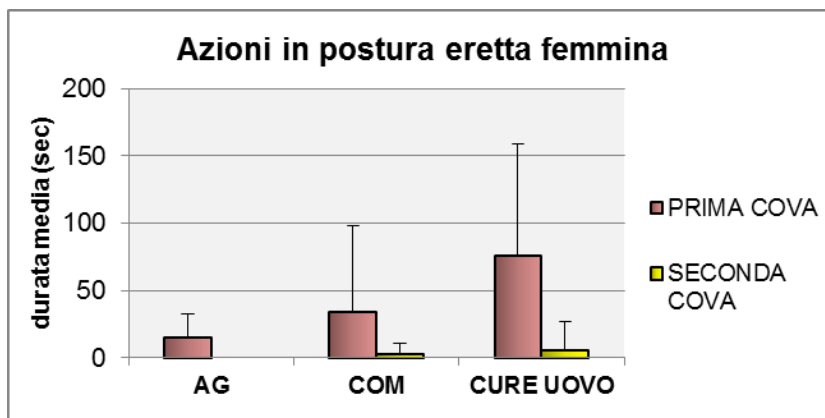


Figura 8.12 Durata media in secondi delle azioni compiute dalla femmina in postura eretta. AG=comportamenti agonistici, COM=*comfort*, CURE UOVO=cure nei confronti dell'uovo. Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Dalla figura 8.12 si evince che la femmina, sia nella prima che nella seconda cova, ha trascorso più tempo nella cura dell'uovo (75,64s ± 83,65s e 6,00s ± 20,78s, rispettivamente), seguita dal *comfort* (34,21s ± 63,45s e 2,50s ± 8,27s, rispettivamente) e, infine, dagli atteggiamenti agonistici (14,64s ± 18,04s e 0s, rispettivamente).

rispettivamente). La femmina, tuttavia, compie tutte le azioni in stazione eretta in misura maggiore nei confronti dell'uovo sterile rispetto all'uovo schiuso.

Dall'analisi statistica si riscontrano delle differenze significative sia per quanto riguarda le cure dell'uovo (*Wilcoxon test*: $z=-2,58$; $p=0,099$), sia per quanto riguarda il *comfort* (*Wilcoxon test*: $z=-2,10$; $p=0,035$) sia per quanto riguarda gli atteggiamenti agonistici (*Wilcoxon test*: $z=-2,66$; $p=0,076$).

Analizziamo ora più in dettaglio le differenze per quanto riguarda le cure dell'uovo: cure, rotolamento e costruzione del nido, svolte dal maschio (Figura 8.13) e dalla femmina (Figura 8.14).

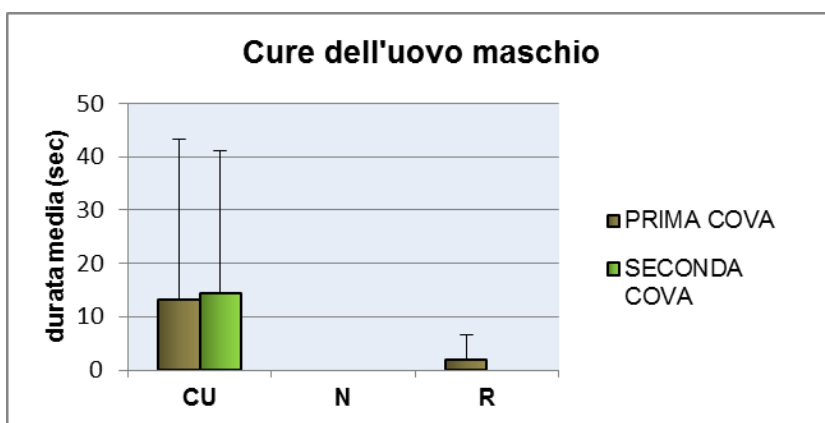


Figura 8.13 Durata media in secondi del tempo impiegato dal maschio nelle cure dell'uovo in postura eretta: cura dell'uovo (CU) , costruzione del nido (N), rotolamento dell'uovo (R). Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Nella figura 8.13 si può notare che sia nella prima che nella seconda cova il maschio trascorre più tempo nelle cure dell'uovo vere e proprie (13,28s ± 30,03s e 14,50s ± 26,66s, rispettivamente) rispetto al rotolamento dell'uovo (2,00s ± 4,62s e 0s, rispettivamente) e alla costruzione del nido (0s sia nella prima che nella seconda cova). Nell'analisi statistica, per quanto riguarda le cure dell'uovo da parte del maschio, non sono emerse differenze significative ($p>0,05$) tra la prima e la seconda cova.

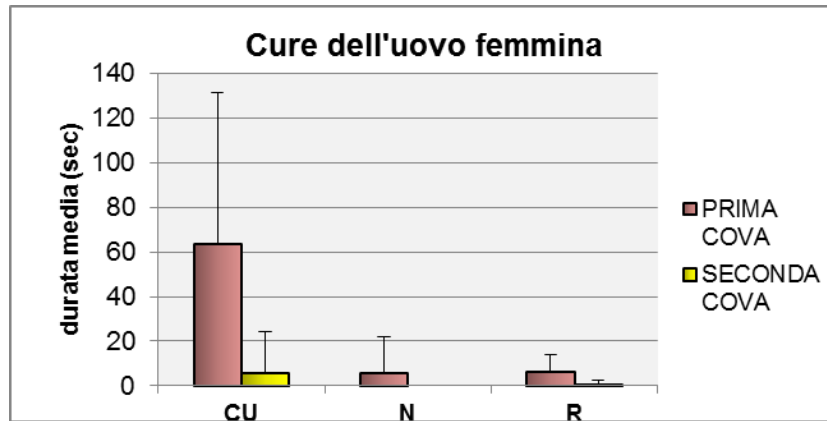


Figura 8.14 Durata media in secondi del tempo impiegato dalla femmina nelle cure dell'uovo in postura eretta: cura dell'uovo (CU) , costruzione del nido (N), rotolamento dell'uovo (R). Le barre verticali indicano le deviazioni standard.

Dal grafico della figura 8.14 si evince che la femmina, sia nella prima che nella seconda cova trascorre più tempo nelle cure dell'uovo vere e proprie ($63,50s \pm 67,88s$ e $5,42s \pm 18,65s$, rispettivamente), seguite dal rotolamento dell'uovo ($6,35s \pm 7,80s$ e $0,57s \pm 2,13s$, rispettivamente) e infine dalla costruzione del nido ($5,78s \pm 16,06s$ e $0s$, rispettivamente). Tutte e tre le categorie comportamentali sono maggiormente manifestate nella prima cova rispetto alla seconda e dall'analisi statistica la differenza è significativa sia per la cura dell'uovo, (*Wilcoxon test*: $z = -2,49$, $p = 0,013$), sia per il rotolamento di esso, (*Wilcoxon test*: $z = -2,095$; $p = 0,036$). Sono stati analizzati, in seguito, anche i comportamenti eseguiti dal maschio e dalla femmina mentre si trovavano seduti sul nido (postura I).

I comportamenti valutati sono quelli agonistici, di *comfort* (che comprende *preening* e *sleeping*), la costruzione del nido e l'incubazione.

Nella figura 8.15 sono riportati i dati relativi al maschio, nella figura 8.16 quelli relativi alla femmina.

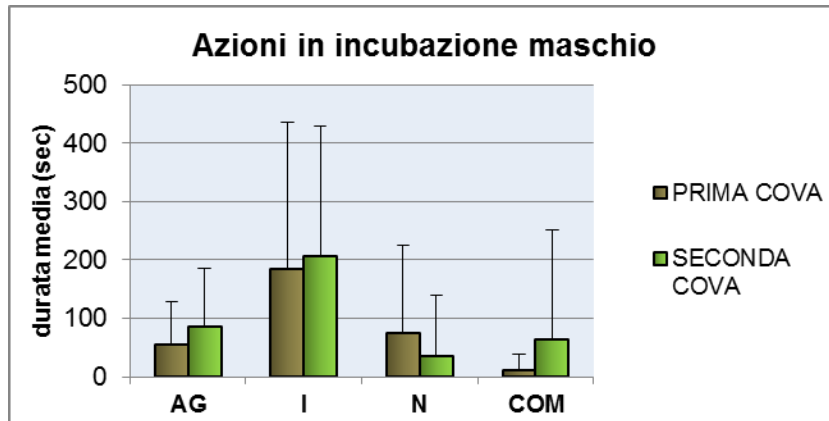


Figura 8.15 Durata media in secondi delle azioni manifestate dal fenicottero maschio in postura di incubazione. AG=comportamenti agonistici, I=incubazione, N=costruzione del nido, COM= pulizia del piumaggio e *sleeping*. Le barre verticali indicano la deviazione standard.

Dalla figura 8.15 si evince che l'azione più compiuta dal maschio seduto sul nido, è l'incubazione dell'uovo, sia nella prima cova che nella seconda cova (183,71s ± 253,05s e 206,92s ± 222,85s, rispettivamente), seguita dai comportamenti agonistici (54,64s ± 73,10s e 86,85s ± 98,32s, rispettivamente).

Inoltre, il maschio impiega più tempo nell'incubazione, nell'agonismo e nel *comfort* (11.92s ± 27,59s nella prima cova e 64,42s ± 187,66s nella seconda) per quanto riguarda la cova dell'uovo fertile. Nel caso dell'uovo non schiuso invece, il maschio impiega una maggior quantità di tempo nella costruzione del nido rispetto alla seconda cova (75,21s ± 148,88s e 36,42s ± 102,81s, rispettivamente). Nessuna di queste differenze è però statisticamente significativa ($p > 0,05$).

Lo stesso si può riscontrare nell'analisi dei comportamenti svolti dalla femmina (Figura 8.16).

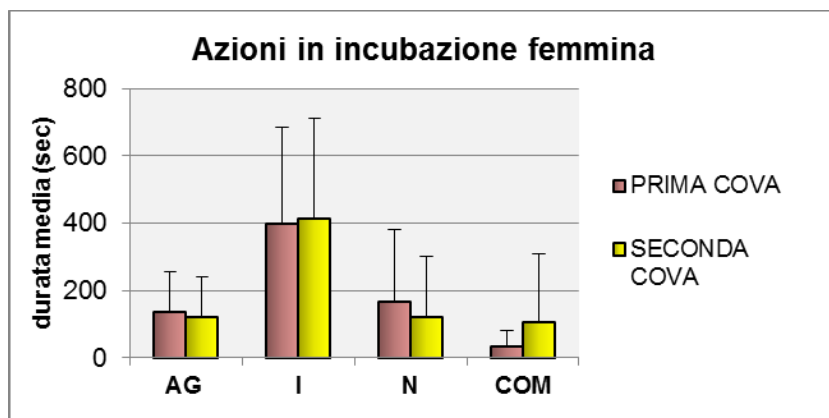


Figura 8.16 Durata media in secondi delle azioni manifestate dal fenicottero femmina in postura di incubazione. AG=comportamenti agonistici, I=incubazione, N=costruzione del nido, COM= pulizia del piumaggio e *sleeping*. Le barre verticali indicano la deviazione standard.

Sia nella prima che nella seconda cova, la femmina trascorre più tempo nell'incubazione dell'uovo ($398,85s \pm 285,89s$ e $414,07s \pm 297,08s$, rispettivamente) seguita dalla costruzione del nido ($166,00s \pm 214,64s$ e $120,42s \pm 180,22s$, rispettivamente), dall'agonismo ($136,28s \pm 118,28s$ e $122,14s \pm 116,91s$, rispettivamente) e dal *comfort* ($31,71s \pm 50,78s$ e $106,28s \pm 200,96s$, rispettivamente).

Dal confronto tra prima e seconda cova, si ha che nella prima cova, rispetto alla seconda, sono maggiormente manifestati i comportamenti agonistici e di costruzione del nido; mentre nella seconda cova, rispetto alla prima, sono maggiormente manifestati i comportamenti di incubazione e di *comfort*. Tuttavia dall'analisi statistica tali differenze non risultano significative ($p > 0,05$).

CAPITOLO 9 - DISCUSSIONE

L'obiettivo di questo studio è stato la misurazione del benessere della colonia di fenicotteri rosa, ospitata presso il Parco Natura Viva, attraverso parametri etologici, osservando che fossero mantenute le caratteristiche specie-specifiche, come la monogamia, e che venisse manifestato l'intero etogramma di specie durante la stagione riproduttiva, senza il presentarsi di comportamenti anormali o stereotipie. A tal fine sono stati analizzati il successo riproduttivo, la monogamia e la manifestazione delle cure parentali tra maschi e femmine nei confronti dell'uovo. Sono state inoltre analizzate le differenze riscontrate nelle cure parentali nei confronti di un uovo non fecondato e di un uovo fertile, per verificare se vi siano differenze nella cura delle uova.

Successo riproduttivo

Dai risultati di questo studio emerge che, negli anni, con l'aumento della colonia, si ha un aumento del numero di coppie seguito da un aumento del numero di deposizioni e di schiuse, mantenendo però costante il successo di schiusa della colonia, che corrisponde circa al 50%. Questo dato in natura si aggira attorno al 30% a causa delle predazioni, decisamente più frequenti che in cattività (Brown & King, 2005).

Oltre al rapporto tra numero di schiuse e deposizioni, il successo riproduttivo è stato valutato anche attraverso il rapporto tra il numero di coppie e il numero di deposizioni (Murray, 2000). Nel 2014 questo rapporto è aumentato di circa il 17% rispetto agli anni precedenti e quindi nell'ultimo anno il numero di rideposizioni è stato maggiore rispetto agli anni precedenti. Nonostante sia aumentato anche il numero di coppie formatesi, il numero di uova deposte è quasi raddoppiato rispetto alle stagioni 2012 e 2013.

La colonia di fenicotteri rosa del Parco Natura Viva, secondo l'ultimo censimento del 2013, era costituita da 114 individui tra giovani ed adulti. Nella stagione riproduttiva 2014 si sono accoppiati 72 individui, molti dei quali hanno costituito coppie mai accoppiatesi nelle precedenti stagioni. Le nuove coppie del 2014 sono state 9 e molte di queste erano costituite da individui molto giovani: questi individui, infatti, possedevano ancora tarsi, metatarsi e piedi completamente o parzialmente di colore

nero, a differenza degli individui più maturi che hanno zampe interamente rosa (Johnson *et al.*, 1993).

L'aumento del rapporto tra le deposizioni e le coppie formatesi può essere quindi dovuto alla presenza di coppie giovani ed inesperte non in grado di portare avanti un'intera cova e di difendere il loro nido. Anche in natura è possibile che si formino coppie molto giovani e che compiano i *display* tipici del periodo riproduttivo, ma che di solito non depongono nessun uovo (Garrido & Rendón-Martos, 2008). È, inoltre, stato dimostrato che le coppie giovani hanno una probabilità molto minore di portare a termine un'incubazione rispetto ai soggetti adulti (Schmaltz *et al.*, 2011).

Monogamia

I fenicotteri rosa sono uccelli monogami che restano fedeli al proprio *partner* anche per molte stagioni successive (Shannon, 1985; Wilkinson, 1989; Pickering, 1992; Bagemihl, 1999). Tuttavia, tra i soggetti adulti non tutti vanno a costituire coppie riproduttive (Brown & Root, 1971; Ogilvie & Ogilvie, 1986).

Queste caratteristiche vengono entrambe mantenute nella colonia di fenicotteri in esame. I risultati dello studio, infatti, confermano che la monogamia è stata mantenuta di anno in anno e che non tutti i fenicotteri adulti hanno formato una coppia nelle diverse stagioni riproduttive.

Inoltre, la monogamia è più forte in stagioni vicine e diminuisce con l'aumentare del numero di individui della colonia stessa (Pickering, 1992; Cézilly & Johnson, 1995).

Il tasso di monogamia della colonia nella stagione riproduttiva 2014 è del 50% con 18 coppie su 36 rimaste uguali alla stagione 2013. Se confrontiamo, invece, la stagione 2012 con la stagione 2014, il tasso è del 30%, questo perché la monogamia è maggiore se si considerano annate consecutive e tende a diminuire se si confrontano dati di anni lontani tra loro (Cézilly & Johnson, 1995). Inoltre, la presenza di molte nuove coppie giovani evidenzia un aumento degli individui in età riproduttiva e, in accordo con quanto emerge dalla letteratura, la monogamia diminuisce con l'aumentare delle dimensioni della colonia (Pickering, 1992).

Cure parentali

Tra i parametri etologici da osservare per la valutazione del benessere della colonia di fenicotteri, vi sono le cure parentali prestate da maschi e femmine, al fine di verificare la manifestazione dei comportamenti specie-specifici osservabili in natura (Hosey *et al.*, 2009; Ohl & Van der Staay, 2011).

I fenicotteri rosa possiedono un repertorio di cure parentali che comprende la costruzione, la difesa e la cura del nido e dell'uovo accompagnate da comportamenti specie-specifici come il *comfort*. L'etogramma comportamentale utilizzato per questo studio si è basato su comportamenti naturali riportati in letteratura (Studer-Thiersch, 1967; King *et al.*, 2005).

Non sono stati osservati comportamenti anormali né alcun tipo di stereotipie, che rappresenta un buon indice di benessere e di adeguata gestione della colonia (Hosey *et al.*, 2009).

La presenza di una coppia costituita da individui dello stesso sesso non rappresenta un comportamento per cui allarmarsi, in quanto anche in natura è stata registrata la presenza di coppie omosessuali con una prevalenza del 5-6% (Bagemihl, 1999).

Analizzando poi il tempo trascorso da maschi e femmine nelle cure parentali è emerso che c'è una differenza significativa tra i due sessi per quanto riguarda il tempo trascorso sul nido o fuori da esso. Dai risultati di questo studio, infatti, si evince che le femmine passano più tempo dei maschi sul nido e, quando non sono sul nido, passano molto più tempo lontano da esso, mentre i maschi si trovano molto più spesso vicino al nido. Confrontando questi risultati con ciò che è riportato in letteratura, si può pensare che questa differenza sia dovuta al fatto che, al contrario di ciò che avviene in altre specie di uccelli, nei fenicotteri la femmina non viene alimentata dal maschio durante la cova (Lack, 1940). La femmina di fenicottero ha, quindi, la necessità di andare a cercare il cibo e di riprendersi dalla fatica della deposizione (Farrell *et al.*, 2000). Questo potrebbe spiegare il maggior tempo trascorso dalle femmine lontano dal nido rispetto ai maschi.

Dai risultati ottenuti da questo studio emerge che il tempo trascorso sul nido e, quindi, l'incubazione e la cura dell'uovo sono equamente condivise da maschio e femmina e, in accordo con la letteratura, è stata dimostrata la tendenza delle femmine ospitate in ambiente controllato a spendere più tempo dei maschi sul nido dopo la deposizione dell'uovo (Studer-Thiersch, 1975).

Tale fattore spiega anche la differenza significativa tra maschi e femmine per quanto riguarda le posture assunte sul nido durante il periodo di cova. Infatti è emerso che, anche se entrambi i sessi passano più tempo seduti sul nido ad incubare l'uovo piuttosto che in piedi su di esso, le femmine trascorrono più tempo dei maschi in postura di incubazione.

Analizzando singolarmente i comportamenti manifestati dai fenicotteri durante la stagione riproduttiva si può notare che le cure verso l'uovo, ovvero incubazione,

rotolamento e controllo dell'uovo, sono i comportamenti più comuni, seguiti dalla costruzione del nido, dai comportamenti agonistici e dal *comfort*. Questi comportamenti sono quelli tipici manifestati dalla specie in natura (Studer-Thiersch, 1967; King, Maher & Stevens, 2005).

Sia i maschi sia le femmine hanno manifestato tutte le normali cure parentali e non sono state rilevate differenze significative nella distribuzione delle cure o della difesa dell'uovo e del nido tra i due sessi. Questi risultati sono in accordo con quanto riportato in letteratura, da cui si evince una distribuzione simile delle cure parentali tra maschi e femmine (Cézilly *et al.*, 1994; King, 2000; Perry, 2005).

Per quanto riguarda i comportamenti di *comfort* dei fenicotteri, si è osservato che solo nello *sleeping* vi è differenza tra femmine e maschi. Infatti sono le femmine a manifestare maggiormente questo comportamento rispetto ai maschi.

In sintesi, da questi dati si evince che durante la stagione riproduttiva 2014 tutte le coppie in esame hanno manifestato i comportamenti specie-specifici osservabili in natura e ciò denota un buono stato di benessere della colonia (Hosey *et al.*, 2009).

Single case analysis

In questo studio sono state presi in considerazione due periodi di osservazione di un'unica coppia (KUA+PCF). Il primo corrisponde al periodo di cova di un uovo non fertile, il secondo corrisponde alla cova di un uovo da cui è poi nato un pulcino. Infatti, come emerge dalla letteratura, spesso alla deposizione di un uovo sterile, segue la deposizione di un uovo fertile (Pickering, 1992).

Tali osservazioni sono state effettuate per verificare se ci fosse qualche differenza significativa riguardo al comportamento parentale di maschio e femmina nei confronti dell'uovo nel caso in cui fosse fertile o meno.

Per quanto riguarda il tempo trascorso sul nido, vicino o lontano da questo, non sono emerse differenze significative né per il maschio né per la femmina. Questo risultato sembra concordare con quanto presente in letteratura, dove non si rileva l'abbandono dell'uovo non fertile (Perry, 2005).

Tuttavia, per quanto riguarda la postura assunta dai genitori nei due periodi, mentre per il maschio non vi sono differenze significative, la femmina trascorre invece più tempo in piedi sul nido nella prima cova che nella cova con l'uovo fertile. La femmina quindi sta in stazione eretta molto più a lungo nel caso dell'uovo sterile.

Inoltre, la femmina manifesta comportamenti agonistici e di *comfort* per più tempo durante la prima cova rispetto la seconda, così come le cure dell'uovo e il

rotolamento di esso sono maggiori nei confronti dell'uovo sterile che dell'uovo fertile. Essendo, infatti, il tempo impiegato in stazione eretta maggiore nel primo periodo, anche i comportamenti che vengono eseguiti in piedi sul nido sono più manifestati dalla femmina nel caso dell'uovo non fertile, che sembrerebbe indicare un'attenzione maggiore verso un uovo che non sembra rispondere in modo atteso. I dati di questo studio sembrano davvero molto interessanti, tanto da far pensare che ci possa essere nella femmina una percezione di differenza tra un uovo fertile e un uovo non fertile. Tuttavia non avendo riscontri in letteratura, queste ipotesi andranno approfondite e verificate con ulteriori studi.

CAPITOLO 10 - CONCLUSIONI

Circa due terzi dei giardini zoologici iscritti all'EAZA possiede almeno una specie di fenicottero nella propria collezione e circa il 93% di questi sono rappresentati da fenicotteri rosa, caraibici e cileni (King & Bracko, 2013). Il futuro di questi uccelli in queste strutture è tuttavia incerto, in quanto la maggior parte delle colonie ospitate in ambiente controllato o è costituita da soggetti anziani o non raggiunge una numerosità adeguata per costituire popolazioni riproduttive. I fenicotteri, infatti, sono uccelli gregari che si riproducono solo in gruppi costituiti da almeno 40 individui (King & Van Weeren, 2005).

Per aumentare la numerosità delle popolazioni ospitate in cattività e dunque la possibilità di riproduzione nelle stagioni successive (Stevens & Pickett, 1994), i nuovi nati devono essere mantenuti nelle colonie di origine e solo quando verrà raggiunta una numerosità adeguata saranno applicati dei programmi di movimentazione tra le varie strutture zoologiche al fine di mantenere la variabilità genetica.

La ricerca sui fenicotteri è al momento diretta ad aumentare il tasso riproduttivo al fine di salvaguardare la specie, ottenendo popolazioni *ex situ* adatte a programmi di conservazione (Conway, 1989).

I giardini zoologici hanno dunque il compito di dedicarsi a questa ricerca e allo studio della biologia e dell'etologia di questa specie per garantirne il più possibile il benessere e permetterne la riproduzione.

In conclusione, si può affermare che gli studi sulla biologia e sull'etologia delle specie ospitate in cattività sono fondamentali per gestire al meglio gli individui in ambiente controllato assicurandone sempre il benessere, impedendo così l'insorgenza di comportamenti anormali e situazioni stressanti che possano mettere a rischio la salute degli animali.

Grazie a questo studio si è potuto verificare lo stato di benessere della colonia di fenicotteri rosa ospitati presso il Parco Natura Viva, raggiunto grazie ad un adeguato *management* e un'adeguata numerosità della popolazione, testimoniata dal buon successo riproduttivo, dal mantenimento della monogamia, dalla distribuzione delle cure parentali tra i genitori e dall'assenza di comportamenti anomali.

Le osservazioni fatte sono, inoltre, fondamentali per perfezionare sempre di più la gestione di questa specie *ex situ*: la conservazione dei fenicotteri rosa in cattività è fondamentale per aumentare la variabilità genetica a livello europeo, la quale è necessaria per un'eventuale reintroduzione in natura, con lo scopo di incrementare le popolazioni naturali residue.

È importante ricordare sempre che, solo se viene mantenuto il benessere degli animali coinvolti, i programmi di riproduzione in ambiente controllato possono dare i risultati sperati.

BIBLIOGRAFIA

Alerstam, T.; Hendenström, A. & Akesson, S. (2003). Long-distance migration: evolution and determinants. *Oikos*, 103: 247–260.

Allen, R. P. (1956). *The Flamingos: Their Life History and Survival. Research Report 5 of the National Audubon Society*. National Audubon Society, New York.

Altmann, J. (1974). Observational study of behaviour: sampling methods. *Behaviour*, 49: 227-67.

Antinoff, N. (2002). Anatomic Alterations in Birds. *Journal of Avian Medicine and Surgery*, 16: 57-64.

Arrigoni degli Oddi, E. (1985). *Atlante Ornitologico-Uccelli Europei*. Hoepli, Milano.

Baccetti, N.; Panzarin, L.; Cianchi, F.; Puglisi, L.; Basso, M. & Arcamone, E. (2008). Two new Greater Flamingo (*Phoenicopterus roseus*) breeding sites in Italy. *Flamingo, Bulletin of the IUCN-SCC/Wetlands International Flamingo Specialist Group*, 16: 25-27.

Bacon, H. J. (2011). *Assessment of Animal Welfare in Captive Wildlife*. International Centre for Animal Welfare Education. University of Edinburgh, Edinburgh.

Bagemihl, B. (1999). *Biological Exuberance: Animal Homosexuality and Natural Diversity*. St. Martin's Press, New York.

Bahr, N. I.; Palme, R.; Möhle, U.; Hodges, J. K. & Heistermann, M. (2000). Comparative aspects of the metabolism and excretion of cortisol in three individual nonhuman primates. *General and Comparative Endocrinology*, 117: 427-438.

Baker, K.C. (1997). Straw and forage material ameliorate abnormal behaviour in adult chimpanzees. *Zoo Biology*, 16: 225-236.

Balkiz, Ö.; Dano, S.; Barbraud, C.; Tekin, S.; Özesmi, U.; Dündar, M. & Béchet, A. (2007). Sexing greater flamingo chicks from feather bulb DNA. *Waterbirds*, 30: 450-453.

Balm, P.H. (1999). *Stress Physiology in Animals*. CRC Press, Boca Raton.

Balshine, S.; Kempenaers, B. & Székely, T. (2002). Conflict and cooperation in parental care: Introduction. *Philosophical Transaction of the Royal Society B*, 357: 237-240.

Barbraud, C.; Johnson, A. R. & Bertault, G. (2003). Phenotypic correlates of post-fledging dispersal in a population of greater flamingos: the importance of body condition. *Journal of Animal Ecology*, 72: 246-257.

Bashaw, M. J.; Tarou, L. R.; Maki, T. S. & Maple, T. L. (2001). A survey assessment of variables related to stereotypy in captive giraffe and okapi. *Applied Animal Behaviour Science*, 73: 235-247.

Bautista, L. M.; Tinbergen, J. & Kacelnik, A. (2001). To walk or to fly? How birds choose among foraging models. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 98: 1089-1094.

Beauchamp, G. & McNeil, R. (2003). Vigilance in greater flamingos foraging at night. *Ethology*, 109: 511-520.

Beck, B. B.; Rapaport, L. G.; Stanley Prince M. R. & Wilson, A. C. (1994). Reintroduction of captive-born animals. In: Olney, P.J.; Mace, G. & Feistner, A. (eds.). *Creative Conservation: Interactive Management of Wild and Captive Animals*. Chapman & Hall, London. Pp: 265-286.

Bell, B. D. & Merton, D. V. (2002). Critically endangered bird populations and their management. In: Norris, K. & Pain, D. J. (eds.). *Conserving Bird Biodiversity: General Principles and Their Application*. Cambridge University Press, Cambridge. Pp: 110-130.

Bertault, G.; Joulia, D.; Johnson, A. R.; Raymond, M. (1999). Sex determination in greater flamingo chicks through DNA analysis. *Waterbirds*, 22: 282-284.

Bildstein, K. L. (1990). The use of zoo collection in studies of the feeding ecology and conservation biology of guading birds (Aves: Ciconiiformes). *AAZPA Regional Conference Proceedings*, 353-360.

Bildstein, K. L.; Golden, C. B.; McCraith, B. J.; Bohmke, B. W. & Seibels, R. E. (1995). Feeding Behaviour, Agression and the Conservation Biology of Flamingos: Integrating Studies of Captive and Free-ranging Birds. *American Zoologist*, 33: 117-125.

Bostock, S. (1993). *Zoos and Animal Rights*. Routledge, London.

Broom, D. M. (1988). The relationship between welfare and disease susceptibility in farm animals. In: Gibson, T. E. (ed.). *Animal Disease- A Welfare Problem*. BVA Animal Welfare Foundation, London. Pp: 22-29.

Broom, D. M. (1996). Animal welfare defined in terms of attempts to cope with the environment. *Acta Agriculturae Scandinavica Section A Animal Science, Supplement 27*: 22-28.

Broom, D. M. (1998). Welfare, stress and the evolution of feelings. *Advances in the Study of Behaviour*, 27: 371-403.

Broom, D. M. (2011). A history of animal welfare science. *Acta Biotheoretica*, 59: 121-137.

Brown, L. H. (1958). The breeding of the Greater Flamingo *Phoenicopterus ruber* at Lake Elmenteita, Kenya Colony. *Ibis*, 100: 388-420.

Brown, L. H.; Urban, E. K. & Newman, K. (1982). *The birds of Africa vol I*. Academic Press, London.

Brown, L. H. & Root, A. (1971). The breeding behaviour of the Lesser Flamingo *Phoeniconaias minor*. *Ibis*, 113: 147-172.

Brown, C. & King, C. (2005). *Flamingo Husbandry Guidelines*. American Zoo and Aquarium Association, Silver Spring, Maryland.

Budetta, G. C. (2013). La vascolarizzazione e l'innervazione cefalica del fenicottero rosa. *Rivista di Neuroscienze Psicologia e Scienze Cognitive*, 1:1-22.

Burley, N. (1988). The differential-allocation hypothesis: An experimental test. *American Naturalist*, 132: 611-628.

Canali, E. (2008). Il concetto di benessere nelle produzioni animali e criteri di valutazione. *Quaderno Sozooalp*, 5: 9-17.

Candotti, P.; Giorgi, M.; Guizzardi, F.; Mangini, E.; Maniero, C.; Mendolia, C.; Motta, C.; Palma, A.; Schiavini, N.; Valtorta, G. M. & Vicenzi, G. C. (2005). *Linee Guida per il Benessere degli Animali*. Dipartimento di Patologia Animale, Igiene e Sanità Pubblica Veterinaria (DIPAV), Regione Lombardia, Milano.

Cannon, W. B. (1929). *Bodily Changes in Pain, Hunger, Fear and Rage: an Account of Recent Researches into the Function of Emotional Excitement*. Appleton, New York.

Carlstead, K. & Shepherdson, D. (1994). Effects of environmental enrichment on reproduction. *Zoo Biology*, 13: 447-458.

Carstens, E. & Moberg, G. P. (2000). Recognizing pain and distress in laboratory animals. *The ILAR Journal*, 41: 62-71.

Cézilly, F.; Tourenq, C. & Johnson, A. R. (1994). Variation in parental care with offspring age in the Greater Flamingo. *The Condor*, 96: 809-812.

Cézilly, F. & Johnson, A. R. (1995). Re-mating between and within breeding season in the Greater Flamingo *Phoenicopterus ruber roseus*. *Ibis*, 137: 543-546.

Clarke, A. S.; Juno, C. J. & Maple, T. L. (1982). Behavioural effects of a change in the physical environment: A pilot study of captive chimpanzees. *Zoo Biology*, 1: 371-380.

Clutton-Brock, T. H. (1991). *The Evolution of Parental Care*. Princeton University Press, Princeton.

Cockburn, A. (2006). Prevalence of different modes of parental care in birds. *Proceedings of the Royal Society B*, 273: 1375-1383.

Conde, D. A.; Flesness, N.; Colchero, F.; Jones, O. R. & Scheuerlein, A. (2011). Zoos can lead the way with *ex situ* conservation. *WAZA Magazine*, 12: 26-29.

Convention on Biological Diversity (2013). Quick Guides to the Aichi Biodiversity Targets. 2011-2020 United Nations Decade on Biodiversity, Montreal.

Conway, W. G. (1989). The prospect for sustaining species and their evolution. In: Western, D. & Pearl, M. C., (eds.). *Conservation for the Twenty-First Century*. Oxford University Press, Oxford. Pp. 199-209.

Costelow, S. & Jarrett, N. (2005). Management. In: Brown, C. & King, C., editors. *Flamingo Husbandry Guidelines*. American and Aquarium Association, Silver Spring, Maryland. Pp: 49-67.

Cramp, S. & Simmons, K. E. L. (1977). *Handbook of the Birds of the Middle East and North Africa*. Oxford University Press, New York.

Creighton, E. & Stevens-Wood, B. (1990). *Flamingos in Britain. The First Report for the Wildfowl and Wetlands Trust*. Unpublished Report. Manchester Polytechnic.

Davies, N. B. (1992). *Dunnock Behaviour and Social Evolution*. Oxford University Press, Oxford.

Dawkins, M. S. (1998). Evolution and animal welfare. *Quarterly Review of Biology*, 73: 305-328.

Dawkins, M. S. (2004). Using behaviour to assess animal welfare. *Animal Welfare*, 13: S3-7.

Deem, S. L. (2007). Role of the zoo veterinarian in the conservation of captive and free-ranging wildlife. *International Zoo Yearbook*, 41: 3-11.

Del Hoyo, J.; Elliott, A. & Sargatal, J. (1992). *Handbook of the Birds of the World*. Lynx Edicions, Barcelona.

Derrell, C. J.; Rager, d. R.; Calpin, J. P. (1997). Special Topic Overview: Animal Well-Being II. Stress and Distress. *Laboratory Animal Science*, 47: 571-579.

Dhabhar, F. S. & McEwen, B. J. (1997). Acute stress enhances while chronic stress suppresses immune function "in vivo": a potential role for leukocyte trafficking. *Brain Behaviour and Immunity*, 11: 286-306.

Dial, K. P. (2003). Evolution of avian locomotion: correlates of flight style, locomotor modules, nesting biology, body size, development, and the origin of flipping flight. *Auk*, 120: 941-952.

Diawara, Y.; Arnaud, A.; Araujo, A. & Béchet, A. (2007). Nouvelles données sur la reproduction et l'hivernage des flamants roses *Phoenicopterus roseus* en Mauritanie et confirmation d'échanges avec les populations méditerranéennes. *Malimbus*, 29: 31-41.

Dollinger, P.; Pagel, T.; Baumgartner, K.; Encke, D.; Engel, H. & Filz, A. (2013). Flugunfähig machen von Vögeln-Für und Wieder. Pros and cons of rendering birds flightless. *Der Zoologische Garten*, 82: 293-339.

Duncan, I. J. H. & Dawkins, M. S. (1983). The problem of assessing 'well-being' and 'suffering' in farm animals. In: Smith, D. (ed.). *Indicators Relevant to Farm Animal Welfare*. Martinus Nijhoff, The Hague, The Netherlands. Pp: 13-24.

Duplaix-Hall, N. & Kear, J. (1975). Breeding requirements in captivity: In: Kear, J. & Duplaix-Hall, N. (eds.). *Flamingos*. Poyser, Berkhamstead. Pp: 131-141.

Dyke, G. J. & van Tuinen, M. (2004). The evolutionary radiation of modern birds (Neornithes): reconciling molecules, morphology and the fossil record. *Zoological Journal of Linnean Society*, 141: 153-177.

Earley, B.; Buckham-Sporer, K.; Gupta, S.; Pang, W. & Ting, S. (2010). Biologic response of animals to husbandry stress with implications for biomedical models. *Open Access Animal Physiology*, 2: 25-42.

Ehrlich, P. R.; Dobkin, D. S.; Wheye, D. (1988). *Birders's Handbook: A Field Guide to the Natural History of North American Birds*. Simon and Schuster Inc., New York.

Ellis, D. H. & Dein, F. J. (1991). Flight restraint techniques for captive cranes. In: Harris, J. (ed.). *Proceedings of the 1987 International Crane Workshop*. Baraboo, Wisconsin. Pp: 447-451.

Erwin, J. & Deni, R. (1979). Strangers in a strange land: Abnormal behavior or abnormal environments? In: Erwin, J.; Maple, T. & Mitchell, G. (eds.). *Captivity and Behavior*. Van Nostrand Reinold, New York. Pp: 1-28.

Espino-Barros, R. & Baldassarre, G. A. (1989). Activity and habitat-use patterns of breeding Caribbean Flamingos in Yucatan, Mexico. *The Condor*, 91: 585-591.

Fair, J. M.; Paul, E. & Jones, J. (2010). *Guidelines to the Use of Wild Birds in Research*. Ornithological Council. Washington D.C.

Farrell, M. A.; Barry, E. & Marples, N. (2000). Breeding behaviour in a flock of Chilean Flamingos (*Phoenicopterus chilensis*) at Dublin Zoo. *Zoo Biology*, 19: 227-237.

Fischlin, A.; Midgley, G. F.; Price, J. T.; Leemans, R.; Gopal, B.; Turley, C.; Rounsevell, M. D. A.; Dube, O.P.; Tarzona, J. & Velichko, A. A. (2007). Ecosystems, their properties, goods, and services. In: Parry, M. L.; Canziani, O. F.; Palutikof, J. P.; Van der Linden, P. J. & Hanson, C. E. (eds.). *Climate Change 2007: Impacts, Adaptation and Vulnerability. Contribution of Working Group II to the Fourth*

Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge University Press, Cambridge. Pp: 211-272.

Fowler, M. E. & Miller, R. E. (2008). *Zoo and Wild Animal Medicine: Current Therapy*. Elsevier Health Science, St. Louis.

Fox, D. L. & Lindt, K. C. (1975). Carotene-rich dietary grass for natural pigmentation of flamingos. *International Zoo Yearbook*, 15: 185-191.

Fraser, D. J.; Ritchie, J. & Fraser, A. (1975). The term "stress" in a veterinary context. *British Veterinary Journal*, 131: 653-662.

Fraser, D.; Weary, D. M.; Pajor, E. A. & Milligan, B. N. (1997). A scientific conception of animal welfare that reflects ethical concerns. *Animal Welfare*, 6: 187-205.

Frid, A. & Dill, L. (2002). Human-caused Disturbance Stimuli as a Form of Predation Risk. *Conservation Ecology*, 6: 11.

Gage, L. J. & Duerr R. S. (2008). *Hand-Rearing Birds*. John Wiley & Sons, New York.

Garner, J. P.; Mason, G. J. & Smith, R. (2003). Stereotypic route-tracing in experimentally caged songbirds correlates with general behavioural disinhibition. *Animal Behaviour*, 66: 711-727.

Garrido, A. & Rendòn-Martos, M. (2008). La Reproducció del flamenco comú (Phoenicopterus roseus) en la Reserva Natural la laguna de Fuente de Piedra (Espanya) durante el año 2008. *Flamingo, Bulletin of the IUCN-SCC/Wetlands International Flamingo Specialist Group*, 16: 19-22.

Gayet, G.; Croce, N.; Grillas, P.; Nourry, C.; Deschamps, C. & Defos du Rauc, P. (2012). Expected and unexpected effects of waterbirds on Mediterranean aquatic plants. *Aquatic Botany*, 103: 98-105.

Geary, D. C. (2005). Evolution of parental investment. In: Buss, D. M. (ed.). *The Evolutionary Psychology Handbook*. John Wiley & Sons, New York. Pp: 483-505.

Gill, F. B. (1995). *Ornithology. Second Edition*. Freeman, W. H. & Co., New York.

Goldstein, D. S. (1987). Stress-induced activation of the sympathetic nervous system. *Baillière's Clinical Endocrinology and Metabolism*, 1: 253-278.

Gonzalez-Voyer, A. & Kolm, N. (2010). *Parental Care and Investment*. John Wiley & Sons, New York.

Graham, D. L. (1998). Pet birds: historical and modern perspectives on the keeper and the kept. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 212: 1216-1219.

Grzimek, B. & Eibl-Eibesfeldt, I. (2002). *Grzimek's Animal Life Encyclopedia, Second Edition*. Farmington Hills, Michigan.

Håkansson, J. (2004). *Genetic Aspects of ex situ Conservation. Introductory paper, 2004*. Department of Biology, IFM, Linköping University, Linköping.

Hamidan, N.; El-Moghrabi, L.; Al-Ibraheem, E.; Mujawer, Y. & Al-Mawas, A. (2011). Population size, daily movements and nesting of the Greater Flamingo *Phoenicopterus roseus* at the Sabkhat Al-Jabboul Lake close to Aleppo, Syria. *Flamingo, Bulletin of the IUCN-SCC/Wetlands International Flamingo Specialist Group*, 18: 28-32.

Hancocks, D. (2001). *A Different Nature: The Paradoxical World of Zoos and Their Uncertain Future*. University of California Press, Berkeley.

Hediger, H. (1964). *Wild Animals in captivity*. Dover, New York.

Hernández-Jauregui, D. M. B.; Maldonado, F. G.; Pérez, R. A. V.; Pardo, M. R. & De Aluja, A. S. (2005). Cortisol in saliva, urine, and feces: non-invasive assessment of wild mammals. *Veterinaria Mexico*, 36: 325-337.

Hickman, C. P.; Roberts, L. S.; Keen, S. L.; Larson, A. & Eisenhour, D. J. (2007). *Animal Diversity, fourth edition*. McGraw-Hill Science Engineering, New York.

Hinton, M. G.; Bendelow, A.; Lantz, S.; Wey, T.W.; Schoen, L.; Brockett, R. & Karubian, J. (2013). Patterns of Aggression Among Captive American Flamingos (*Phoenicopterus ruber*). *Zoo Biology*, 32: 445-453.

Hodges, K.; Brown, J. & Heistermann, M. (2010). Endocrine monitoring of reproduction and stress. In: Kleiman, D. G.; Thompson, K. V. & Kirk Baer, C. (eds.). *Wild Mammals in Captivity: Principles and Techniques for Zoo Management*. Chicago University Press, Chicago. Pp: 447-468.

Hopcraft, J. (1975). Conservation Problems at Lake Nakuru. In: Kear, J. & Duplaix-Hall, N., (eds.). *Flamingos*. Poyser, Berkhamstead. Pp: 49-52.

Hosey, G.; Melfi, V. & Pankhurst, S. (2009). *Zoo Animals. Behaviour, Management, and Welfare*. Oxford University Press, Oxford.

Hughes, B. O. & Duncan, I. J. H. (1988). The notion of ethological 'need', models of motivation and animal welfare. *Animal Behaviour*, 36: 1696-1707.

Hutchins, M.; Foose, T. & Seal, U. S. (1991). The role of veterinary medicine in endangered species conservation. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 22: 277-281.

IUCN (2012). *2012 IUCN Red List of Threatened Species*. IUCN, Gland, Cambridge.

IUCN/SCC (International Union for the Conservation of Nature and Natural Resources/Species Survival Commission) (1998). *IUCN Guidelines for Re-Introductions*. IUCN, Gland, Cambridge.

Jenkin, P. M. (1957). The filter-feeding and food of flamingos (*Phoenicopteri*). *Philosophical Transactions of the Royal Society B*, 240: 401-493.

Johnson, A. R.; Cézilly, F. & Boy, V. (1993). Plumage development and maturation in the Greater Flamingo *Phoenicopterus ruber roseus*. *Ardea*, 81: 25 - 34.

Johnson, A. R. & Cézilly, F. (2009). *The Greater Flamingo*. T & AD Poyser, London.

Jones, D. N; Dekker, R. W. R. J. & Roselaar, C. S. (1995). *The Megapodes: Megapodiidae*. Oxford University Press, Oxford.

Kagan, R. & Vasey, J. (2010). Challenges of zoo animal welfare. In: Kleiman, D. G.; Thompson, K. V. & Kirk Baer, C. (eds.). *Wild Mammals in Captivity: Principles and Techniques for Zoo Management*. Chicago University Press, Chicago. Pp: 11-21.

Kear, J. (1985). Flamingo. In: Campbell, B. & Lack, E. (eds.). *A Dictionary of Birds*. T. & A. D. Poyser, Calton. Pp: 217-218.

Kear, J. & Duplaix-Hall, N. (2013). *Flamingos*. Bloomsbury Publishing, London.

Keeling, L. & Jensen, P. (2009). Abnormal Behaviour, Stress and Welfare. In: Jensen, P. (ed.). *The Ethology of Domestic Animals, 2nd Edition: An Introductory Text*. CAB International, Wallingford. Pp: 85-101.

King, C. E. (1994). Management and research implications of selected behaviours in a mixed colony of flamingos at Rotterdam Zoo. *International Zoo Yearbook*, 33: 103-113.

King, C. E. (2000). Captive flamingo populations and opportunities for research in zoos. *Waterbird*, 23: 142-149.

King, C. E. (2008). A hypothetical husbandry point system for breeding flamingos in captivity. *Flamingo, Bulletin of the IUCN-SCC/Wetlands International Flamingo Specialist Group*, 16: 57-61.

King, C. E.; Maher, S. & Stevens, E. (2005). Behaviour and Research. In: Brown, C. & King, C. (eds.). *Flamingo Husbandry Guidelines*. American and Aquarium Association. Silverspring, Maryland. Pp: 163-167.

King, C. E. & Van Weeren, L. (2005). *Captive Flamingo Management on an European Level*. EAZA Ciconiiformes and Phoenicopteriformes TAG, Rotterdam.

King, C. E. & Bračko, A. (2013). Nineteen years of management for Phoenicopteriformes in European Association of Zoo and Aquaria institutions: the Fabulous Flamingo Surveys and strategies to increase reproduction in captivity. *International Zoo Yearbook*, 48: 184-198.

Kisling, V. N. (2001). *Zoo and Aquarium History: Ancient Animal Collections to Zoological Gardens*. CRC Press, New York and London.

Klasing, K. C. (1998). *Comparative Avian Nutrition*. CAB International, Wallingford.

Klausen, B. (2013). A mixed-species exhibit for African water birds (including pelicans, flamingos, spoonbills and storks) at Odense Zoo, Denmark: breeding success, animal welfare and education. *International Zoo Yearbook*, 48: 61-68.

Kleiman, D. G. (1989). Reintroduction of Captive Mammals for Conservation: Guidelines for reintroducing endangered species into the wild. *BioScience*, 39: 152-161.

Kokko, H. & Jennions, M. D. (2008). Parental investment, sexual selection and sex ratios. *Journal of Evolutionary Biology*, 21: 919-948.

Koontz, F. (1995). Wild animal acquisition ethics for zoo biologists. In: Norton, B. G.; Hutchins, M.; Stevens, E. F. & Maple, T. L. (eds.). *Ethics on the Ark: Zoos, Animal Welfare and Wildlife Conservation*. Smithsonian Institution Press, Washington and London. Pp: 127-145.

Kreger, M. D. & Hutchins, M. (2010). Ethics of keeping mammals in zoos and aquariums. In: Kleiman, D. G.; Thompson, K. V. & Kirk Baer, C. (eds.). *Wild Mammals in Captivity: Principles and Techniques for Zoo Management*. Chicago University Press, Chicago. Pp: 3-10.

Kumssa, T. & Bekele, A. (2014). Current Population Status and Activity Pattern of Lesser Flamingos (*Phoeniconaias minor*) and Greater Flamingo (*Phoenicopterus roseus*) in Abijata-Shalla Lakes National Park (ASLNP), Ethiopia. *International Journal of Biodiversity*, 1: 1-8.

Kusuda, S.; Iwasawa, A.; Doi, O.; Ohya Y. & Yoshizaki, N. (2011). Diversity of the Cuticle Layer of Avian Eggshells. *Japan Poultry Science Association*, 48: 119-124.

Lack, D. (1940). Courtship feeding in birds. *The Auk*, 57: 169-178.

Lack, D. (1968). *Ecological Adaptations for Breeding in Birds*. Chapman & Hall, London.

Lauer, J. (1976). *Saqqara: The Royal Cemetery of Memphis, Excavations and Discoveries since 1850*. Thames & Hudson, London.

Lehrman, D. S. & Freidman, M. (1969). Auditory stimulation of ovarian activity in the ring dove (*Streptopelia risoria*). *Animal Behaviour*, 17: 494-497.

Lessells, C. M. (1991). The evolution of life histories. In: Krebs, J. R. & Davies, N. B. (eds.). *Behavioural Ecology. 3rd Ed.* Blackwell Scientific, Oxford. Pp: 32-68

Lessells, C. M. (1999). Sexual conflict in animals. In: Keller, L. (ed.). *Levels of Selection in Evolution*. Princeton University Press, Princeton. Pp: 75-99.

Lynch, M. & O'Hely, M. (2001). Captive breeding and genetic fitness of natural populations. *Conservation genetics*, 2: 363-378.

Magrath, M. J. L.; van Overveld, T. & Komdeur. J. (2005). Contrasting effects of reduced incubation cost on clutch attendance by male and female European Starlings. *Behaviour*, 142: 1479-1493.

Mallapur, A. & Chellam, R. (2002). Environmental influences on stereotypy and the activity budget of Indian leopards (*Panthera pardus*) in four zoo in southern India. *Zoo Biology*, 21: 585-595.

Maple, T. L.; McManamon, R. & Stevens, E. (1995). Defining the good zoo: Animal care, maintenance and welfare. In: Norton, B. G.; Hutchins, M.; Stevens, E. F. & Maple, T. L. (eds.). *Ethics on the Ark: Zoos, Animal Welfare and Wildlife Conservation*. Smithsonian Institution Press, Washington and London. Pp: 219-234.

Martin, S. (1999). *Enrichment: What Is It and Why Should You Want It? World Zoo Conference*. Pretoria, South Africa.

Martinez, F. & Durham, B. (2009). *Advantages of Reproductive Synchronization in the Caribbean Flamingo*. Stanford University, Stanford.

Mason, G. J. (1991). Stereotypies: A critical review. *Animal Behaviour*, 41: 1015-1037.

Mason, G. J. (2006). Stereotypic Behaviour in Captive Animals: Fundamentals and Implications for welfare and Beyond. In: Mason, G. J. & Rushen, J. (eds.). *Stereotypic Animal Behaviour: Fundamentals and Applications to Welfare*. CAB International, Wallingford. Pp: 325-356.

Mason, G. J. (2010). Species differences in responses to captivity: stress, welfare and the comparative method. *Trends in Ecology & Evolution*, 25: 713-721.

Mason, G. J. & Latham, N. R. (2004). Can't stop, won't stop: is stereotypy a reliable animal welfare indicator? *Animal Welfare*, 13: 557-569.

Matthews, G. V. T. (2013). *The Ramsar Convention on Wetlands: Its History and Development*. Ramsar Convention Bureau, Gland.

Meehan, C. L.; Millam, J. R. & Mench, J. A. (2003). Foraging opportunity and increased physical complexity both prevent and reduce psychogenic feather plucking by young Amazon Parrots. *Applied Animal Behaviour Science*, 80: 71-85.

Melfi, V. A. & Feistner, A. T. (2002). A comparison of the activity budgets of wild and captive Sulawesi crested black macaques (*Macaca nigra*). *Animal Welfare*, 11: 213-222.

Meyer-Holzappel, M. (1968). Abnormal behaviour in zoo animals. In: Fox, M. W. (ed.). *Abnormal Behaviour in Animals*. WB Saunders, Philadelphia. Pp: 476-503.

Meziani, A. (2011). *Phoenicopterus ruber*. *Animal Diversity Web*.

Miller, E. A. (2012). *Minimum Standards for Wildlife Rehabilitation, 4th edition*. National Wildlife Rehabilitators Association, St. Claud.

Miller, R. E. (1992). Zoo veterinarians: doctors on the ark? *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 200: 642-647.

Mills, D. S. & Marchant-Forde, J. N. (2010). *The Encyclopedia of Applied Animal Behaviour and Welfare*. CAB International, Wallingford.

Moberg, G. P. (1996). Suffering from Stress: An Approach for Evaluating the Welfare of an Animal. *Acta Agriculturae Scandinavica, Section A, Animal Science*, 27: 46-49.

Moberg, G. P. (2000). Biological response to stress: Implications for animal welfare. In: Moberg, G. P. & Mench, J. A. (eds.). *The Biology of Animal Stress*. Wallingford, UK: CAB International, Wallingford. Pp: 1-21.

Moberg, G. P. & Mench, J. A. (2000). *The Biology of Animal Stress: Basic Principles and Implications for Animal Welfare*. CAB International, Wallingford.

Mobley, J. A. (2008). *Birds of the World*. Marshall Cavendish Editions, New York.

Møller, A. P. & Thornhill, R. (1998). Male parental care, differential investment by females and sexual selection. *Animal Behaviour*, 55: 1507-1515.

Mooney, H.; Larigauderie, A.; Cesario, M.; Elmquist, T.; Guldborg, O. H.; Lavorel, S.; Mace, G. M.; Palmer, M.; Scholes, R. & Yahara, T. (2009). Biodiversity, climate change and ecosystem services. *Current opinion in Environmental Sustainability*, 1: 46-54.

Morgan, K. N. & Tromborg, C. T. (2007). Sources of stress in captivity. *Applied Animal Behaviour Science*, 102: 262-302.

Möstl, E. & Palme, R. (2002). Hormones as indicators of stress. *Domestic Animal Endocrinology*, 23: 67-74.

Muhlfeld, C. C.; Kalinowski, S. T.; McMahon, T. E.; Taper, M. L.; Painter, S.; Leary, R. F. & Allendorf, F. W. (2009). Hybridization rapidly reduces fitness of a native trout in the wild. *Biology Letters*, 5: 328-331.

Murray, B. G. (2000). Measuring annual reproductive success in birds. *The Condor*, 102: 470-473.

Nissardi, S.; Zucca, C.; Murgia, P. F. & Atzeni, A. (2012). Greater Flamingo *Phoenicopterus roseus* breeding in Sardinia: number and management issues. In: Yésou, P.; Baccetti, N. & Sultana, J. (eds.). *Ecology and Conservation of Mediterranean Seabirds and other birds species under the Barcelona Convention- Proceedings of the 13th Medmaravis Pan-Mediterranean Symposium*. Alghero. Pp: 210-213.

Norton, T. M.; Raymond, J.; Clubb, S.; Lamberski, N.; Fowler, M.; Reidarson, T. H.; Chitick, B. & Henry, L. (2005). Health and Medicine. In: Brown, C. & King, C. (eds.). *Flamingo Husbandry Guidelines*. American and Aquarium Association, Silver Spring, Maryland. Pp: 130-156.

Novak, M. A. (2003). Self-injurious behaviour in rhesus monkeys: new insights into its etiology, physiology, and treatment. *American Journal of Primatology*, 59: 3-19.

NSW Animal Welfare Advisory Council (1996). *Prevention of Cruelty to Animals (General) Regulation 1996*. NSW Government, New South Wales.

Ogilvie, M. A. & Ogilvie, C. (1986). *Flamingos*. Alan Sutton, Gloucester.

Ohl, F. & Van der Staaij, F. (2011). Animal welfare: at the interface between science and society. *The Veterinary Journal*, 192: 13-19.

Olson, S. L. & Feduccia, A. (1980). Relationship and Evolution of Flamingos (Aves: *Phoenicopteridae*). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 316: 1-73.

Olson, V. A.; Liker, A.; Freckleton, R. P. & Székely, T. (2007). Parental conflict in birds: Comparative analyses of offspring development, ecology and mating opportunities. *Proceedings of the Royal Society B*, 275: 301-307.

Ostrowski, S.; Mostafawi, N.; Noori, H. & Rajabi, A. M. (2010). The Greater Flamingo *Phoenicopterus roseus* still breeds in Dasht-e Nawar, Afghanistan. *Flamingo, Bulletin of the IUCN-SCC/Wetlands International Flamingo Specialist Group*, 18: 20-23.

Palme, R.; Möstl, E.; Brem, G.; Schellander, K. & Bramberg, E. (1997). Faecal metabolites of infused ¹⁴C-progesterone in domestic livestock. *Reproduction on Domestic Animals*, 32: 199-206.

Palokangas, P.; Korpimäki, E.; Hakkarainen, H.; Huhta, E.; Tolonen, P. & Alatalo, R. V. (1994). Female kestrels gain reproductive success by choosing brightly ornamented males. *Animal Behaviour*, 47: 443-448.

Paredes, R.; Jones, I. L. & Boness, D. J. (2006). Parental roles of male and female Thick-billed Murres and Razorbills at the Gannet Islands, Labrador. *Behaviour*, 143: 451-481.

Peng, S. J.; Chang, F. C.; Sheng-Ting, J. & Fei, A. C. (2013). Welfare assessment of flight-restrained captive birds: Effect of inhibition of locomotion. *Thai Journal of Veterinary Medicine*, 43: 235-241.

Perry, J. (2005). Reproduction. In: Brown, C. & King, C. (eds.). *Flamingo Husbandry Guidelines*. American and Aquarium Association, Silver Spring, Maryland. Pp: 68-108.

PGAV. (2012). *Animal of the Month. Flamingo. October 2012*. DesigninZoos, Minnesota.

- Pickering, S. (1989). Flamingo: pink, bizarre and puzzling. *Wildfowl & Wetlands*, 101: 14-17.
- Pickering, S. (1992). The comparative breeding biology of flamingos (*Phoenicopteridae*) at the Wildfowl and Wetlands Trust Centre, Slimbridge, Gloucester, England. *International Zoo Yearbook*, 31: 139-146.
- Poole, T. B. (1988). Normal and abnormal behaviour in captive primates. *Primate Report*, 22: 3-12.
- Promislow, D. E. L. (2003). Mate choice, sexual conflict, and evolution of senescence. *Behaviour and Genetics*, 33: 191-201.
- Ramesh, D. A. & Ramachandran, S. (2005). Factors influencing flamingo (*Phoenicopterus roseus*) distribution in the Pulicat Lagoon ecosystem, India. *Wetlands Ecology and Management*, 13: 69-72.
- Rees, P. A. (2011). *An Introduction to Zoo Biology and Management*. John Wiley & Sons, New York.
- Reichard, T. A.; Shellabarger, W. & Laule, G. (1998). The veterinarian's role in enrichment. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine: Official Publication of the American Association of Zoo Veterinarians*, 29: 369-370.
- Rendòn-Martos, M.; Vargas, J. M.; Rendon, M. A.; Garrido, A. & Ramirez, J. M. (2000). Nocturnal movements of breeding Greater Flamingos in southern Spain. *Waterbirds*, 23: 9-19.
- Richardson, T.; Pickering, S. & Shannon, P. (2005). Natural History. In: Brown, C. & King, C. (eds.). *Flamingo Husbandry Guidelines*. American and Aquarium Association, Silverspring, Maryland. Pp: 6-31.
- Richter, N. A. & Bourne, G. R. (1990). Sexing greater flamingos by weight and linear measurements. *Zoo Biology*, 9: 317-323.

Ridley, M. (2000). *The Red Queen: Sex and the Evolution of Human Nature*. Penguin, London.

Rosenblatt, J. S. (2003). Outline of the evolution of behavioural and nonbehavioral patterns of parental care among the vertebrates: Critical characteristics of mammalian and avian parental behaviour. *Scandinavian Journal of Psychology*, 44: 265-271.

Rothfels, N. (2002). *Savages and Beasts. The Birth of the Modern Zoo*. John Hopkins University Press, Baltimore.

Ruis, M. A. W.; Brake, J. H. A. T.; Engel, B.; Ekkel, E. D.; Buist, W. G.; Blokhuis, H. J. & Koolhaas, J. M. (1997). The circadian rhythm of salivary cortisol in growing pigs: Effects of age, gender, and stress. *Physiology & Behaviour*, 62: 623-630.

Rushen, J. P. (1993). The "coping" hypothesis of stereotypic behaviour. *Animal Behaviour*, 45: 613-615.

Samraoui, B.; Ouldjaoui, A.; Boukhssaim, M.; Houhamdi, M.; Saheb, M. & Béchet, A. (2006). The first recorded reproduction of the Greater Flamingo *Phoenicopterus roseus* in Algeria: behavioural and ecological aspects. *Ostrich*. 77: 153-159.

Sanz-Aguilar, A.; Béchet, A.; Germain, C.; Johnson, A. R. & Pradel, R. (2012). To leave or not to leave: survival trade-offs between different migratory strategies in the greater flamingo. *Journal of Animal Ecology*, 81: 1171-1182.

Schmaltz, L.; Cézilly, F. & Béchet, A. (2011). Using multistate recapture modelling to assess age-specific bottlenecks in breeding success: a case study in the greater flamingo *Phoenicopterus roseus*. *Journal of Avian Biology*, 42: 178-186.

Scott, D. A. (1975). Iran. In: Kear, J. & Duplaix-Hall, N. (eds.). *Flamingos*. Poyser, Berkhamstead. Pp: 28-32.

Seal, U.S. (1989) Introduction. In: Seal U. S.; Thorne E. T.; Bogan M. A. & Anderson S.H. (eds.). *Conservation Biology and the Black-footed Ferret*. Yale University Press, New Haven. Pp. 6–17.

Selye, H. (1973). The evolution of stress concept. *American Scientist*, 61: 692-699.

Shannon, P. W. (1985). Flamingo management at Audubon Park Zoo and the benefits of long-term research. *AAZ-PA Regional Conference Proceedings*, 1985: 226-236.

Sheskin, D. J. (2011). *Handbook of Parametric and Nonparametric Statistical Procedures*. Chapman & Hall/CRC, Boca Raton, London and New York.

Sjaastad, Ø. V.; Sand, O. & Hove, K. (2010). *Physiology of Domestic Animals*. Scandinavian Veterinary Press, Oslo.

Smith, K. (2005). Housing and Enclosure Requirements. In: Brown, C. & King, C. (eds.). *Flamingo Husbandry Guidelines*. American and Aquarium Association, Silverspring, Maryland. Pp: 32-48.

Snow, D. W. & Perrins, C. M. (1998). *The Birds of the Western Palearctic vol.1: Non-Passerines*. Oxford University Press, Oxford.

Snyder, N. F. R.; Derrickson, S. R.; Beissinger, S. R.; Wiley, J. W.; Smith, T. B.; Toone, W. D. & Miller, B. (1996). Limitations of captive breeding in endangered species recovery. *Conservation Biology*, 10: 338-348.

Solomon, E. P.; Berg, L. R. & Martin, D. W. (2009). *Fondamenti di Biologia*. EdiSES, Napoli.

Sommer, V. & Vasey, P. L. (2006). *Homosexual Behaviour in Animals: An Evolutionary Perspective*. Cambridge University Press, Cambridge.

Stevens, E. F. & Pickett, C. (1994). Managing the social environments of flamingos for reproductive success. *Zoo Biology*, 13: 501-507.

Studer-Thiersch, A. (1967). Contributions to the breeding biology of the flamingos (genus *Phoenicopterus*). *Der Zoologische Garten*, 34: 159-229.

Studer-Thiersch, A. (1975). Group display in *Phoenicopterus*. In: Kear, J. & Duplaix-Hall, N. (eds.). *Flamingos*. Poyser, Berkhamstead. Pp:150-158.

Studer-Thiersch A. (1986). Tarsus length as an indication of sex in the flamingo genus *Phoenicopterus*. *International Zoo Yearbook*, 24/25: 240-243.

Studer-Thiersch, A. (2000). Behavioral demands on a new exhibit for Greater flamingos at the Basle Zoo, Switzerland. *Waterbirds*, 23: 185-192.

Suchantke, A. (1959). Die Paarung beim Flamingo. *Der Ornithologische Beobachter*, 56: 94-97.

Swaigood, R. R. & Shepherdson, D. J. (2005). Scientific approaches to enrichment and stereotypies in zoo animals: What's been done and where should we go next? *Zoo Biology*, 24: 499-518.

Székely, T.; Webb, J. N.; Houston, A. I. & McNamara, J. M. (1996). An evolutionary approach to offspring desertion in birds. *Current Ornithology*, 13: 271-330.

Tavecchia, G.; Pradel, R.; Boy, V.; Johnson, A. R. & Cézilly, F. (2001). Sex- and age-related variation in survival and cost of first reproduction in Greater Flamingos. *Ecology*, 82: 165-174.

Thun, R.; Eggenberger, E.; Zerobin, K.; Lüscher, T. & Vetter, W. (1981). Twenty-four-hour secretory pattern of cortisol in the bull: Evidence of episodic secretion and circadian rhythm. *Endocrinology*, 109: 2208-2212.

Torres, C. R.; Ogawa, L. M.; Gillingham, M. A.; Ferrari, B. & Van Tuinen, M. (2014). A multi-locus inference of the evolutionary diversification of extant flamingos (*Phoenicopteridae*). *BMC Evolutionary Biology*, 14:36.

Tourenq, C.; Johnson, A. R. & Gallo, A. (1995). Adult aggressiveness and creching behaviour in the Greater Flamingo, *Phoenicopterus ruber roseus*. *Colonial Waterbirds*, 18: 216-221.

Trivers, R. L. (1972). Parental investment and sexual selection. In: Campbell, B. (ed.). *Sexual Selection and the Descent of Man*. Aladine, Chicago. Pp: 136-179.

Tyson, E. (2014). For an end to pinioning: The case against the legal mutilation of birds in captivity. *Journal of Animal Ethics*, 4: 1-4.

Van Grouw, K. (2013). *The Unfeathered Bird*. Princeton University Press, Princeton.

Van Hoek, C. S. & Cate, C. (1998). Abnormal behaviour in caged birds kept as pets. *Journal of Applied Animal Welfare Science*, 1: 51-64.

Ward, A. M.; Hunt, A.; Maslanka, M. & Brown, C. (2001). Nutrient composition of American flamingo crop milk. In: Edwards, M; Lisi K. J.; Schlegel, M. L. & Bray, R. E. (eds.). *Proceedings of the Fourth Conference on Zoo and Wildlife Nutrition*. AZA Nutrition Advisory Group, Lake Buena Vista. Pp: 189-195.

Wechsler, B. (1991). Stereotypies in polar bears. *Zoo Biology*, 10: 177-188.

Wheater, R. J.; Karsten, P. & Seal, U. S. (1993). *The World Zoo Conservation Strategy*. Chicago Zoological Society, Chicago.

Wickins-Drazilová, D. (2006). Zoo animal welfare. *Journal of Agricultural and Environmental Ethics*, 19: 27-36.

Wilkinson, R. (1989). Breeding and management of flamingo at Chester Zoo. *Avicultural Magazine*, 95: 51-61.

Wilson, M. L.; Bloomsmith, M. A. & Maple, T. L. (2004). Stereotypic swaying and serum cortisol concentrations in three captive African elephants (*Lexodonta africana*). *Animal Welfare*, 13: 39-43.

Yoshitake, M.; Suzuki, T.; Yasufuku, M. & Murata, K. (1988). Breeding flamingos during the last five years (1983-1987) at Kobi Oji Zoo. *Journal of Japanese Association of Zoological Gardens and Aquariums*, 29: 93-98.

Young, R. J. (2008). *Environmental Enrichment for Captive Animals*. John Wiley & Sons, New York.

Zhang, S. L.; Yang, S. H.; Li, B.; Xu, C. Y.; Ma, J. H.; Zu, J. F. & Zhang, X. G. (2011). An alternate and reversible method for flight restraint of cranes. *Zoo Biology*, 30: 342-348.

SITOGRAFIA

www.birdlife.org

www.eaza.net

www.fawc.org

www.iucn.org

www.minambiente.it

www.tourduvalat.org

www.uiza.org

www.waza.org