



Programa de translocación de la alondra ricoti *Chersophilus duponti* 2023-2026

(Proyecto LIFE Connect ricotí LIFE20 NAT/ES/000133)





Realizado por:

Pedro Sáez-Gómez, Universidad Autónoma de Madrid *

Stefano Canessa, University of Bern, IUCN/SSC Conservation Translocations Specialist Group *

Helena Navalpotro, Centre de Ciència i Tecnologia Forestal de Catalunya

M. P. Ribas, Universitat Autònoma de Barcelona

Ana Santos Torres, Universidad Autónoma de Madrid

Adrián Barrero Diego, Universidad Autónoma de Madrid

Gerard Bota, Centre de Ciència i Tecnologia Forestal de Catalunya

Oscar Cabezón Ponsoda, Universitat Autònoma de Barcelona

David Giralt, Centre de Ciència i Tecnologia Forestal de Catalunya

Margarita Reverter Cid, Universidad Autónoma de Madrid

Juan Traba Díaz, Universidad Autónoma de Madrid

* igual contribución

A efectos bibliográficos el documento debe citarse como sigue:

Sáez-Gómez P.; Canessa; S.; Navalpotro H.; Puig Ribas M.; Santos Torres A.; Barrero Diego A.; Bota G.; Cabezón Ponsoda O.; Giralt D.; Reverter Cid M.; Traba Díaz J. (2024) Programa de translocación 2023-2026 para la alondra ricotí *Chersophilus duponti* en el marco del proyecto LIFE Connect Ricotí LIFE20 NAT/ES/000133. Versión 1. Ed. LIFE Connect Ricotí. ISBN: 978-84-09-59591-4.

Financiación:

Este programa de translocación se realiza en el marco del proyecto LIFE Connect Ricotí LIFE20 NAT/ES/000133, financiado a cargo del programa LIFE, de la Comisión Europea.

La Comisión Europea y el programa LIFE no se responsabilizan de las opiniones expresadas en este documento por sus autores.

Edición de textos:

Stefano Canessa, Pedro Sáez Gómez, Helena Navalpotro, María Puig Ribas, Ana Santos Torres.

Diseño, maquetación y portada:

Irene E. Jara

Fotografías de portada e interiores:

Sáez-Gómez, P., Barrero Diego, A., Reverter Cid, M., Santos Torres, A. (TEG-UAM)

Índice

Resumen	6
Evaluación de la viabilidad	6
Protocolos de liberación	7
1. Contexto.....	9
1.1 Biología de la especie	9
1.2 Amenazas y estado de conservación.....	10
1.3 Acciones de conservación.....	12
1.3.1 Marco legal de protección.....	12
1.3.2 Gestión pasada y actual.....	12
2. El programa de translocación	17
2.1 Motivación	17
2.2 Objetivos.....	18
3. Estudio de factibilidad	20
3.1 Estudio demográfico	20
3.1.1 Metodología	20
3.1.2 Resultados.....	21
3.2 Poblaciones y áreas de origen y de destino	22
3.2.1 Selección de poblaciones de origen.....	22
3.2.2 Selección y preparación de áreas de destino.....	22
3.3 Análisis de riesgo de enfermedad.....	24
3.3.1 Metodología	24
3.3.2 Resultados y recomendaciones.....	27
3.4 Riesgos para el bienestar animal.....	27
3.5 Gestión adaptativa y plan de emergencia.....	28

Índice

4. Protocolo de translocación	33
4.1 Captura	33
4.1.1 Época	33
4.1.2 Equipo	33
4.1.3 Métodos de captura	34
4.1.4 Toma de datos y determinación de sexo y edad.....	35
4.1.5 Exámenes clínicos e instalación de radioemisores.....	35
4.1.6 Selección de individuos para translocación y control.....	37
4.2 Transporte	37
4.2.1 Logística y tiempos	37
4.2.2 Cajas de transporte.....	38
4.3 Liberación.....	40
4.3.1 Toma de datos y examen previo.....	40
4.3.2 Métodos de liberación	40
5. Seguimiento	42
5.1 Objetivos.....	42
5.2 Métodos de seguimiento.....	43
5.2.1 Emisores.....	44
5.2.2 Estación de radio telemetría automática.....	45
5.3 Seguimiento	46
5.3.1 Seguimiento dentro de la zona de estudio	46
5.3.2 Seguimiento fuera de la zona de estudio.....	47
6. Bibliografía.....	50
7. Apéndices.....	55

RESUMEN

Siguiendo las directrices de la IUCN para las translocaciones con fines de conservación, este documento presenta (1) los antecedentes de la especie y del programa de translocación, (2) un análisis de viabilidad poblacional que incluye los riesgos demográficos y de enfermedad, y (3) una serie de protocolos detallados para la gestión de las fases de liberación y post-liberación, incluido el seguimiento.

Evaluación de la viabilidad

- El riesgo de impactos demográficos de la extracción de entre 6 y 10 machos y entre 2 y 6 hembras en las poblaciones de origen es bajo o nulo, evaluado mediante análisis de viabilidad de la población.
- Los resultados de la modelización sugieren que translocar aproximadamente 8-10 individuos al año (6M/4H óptimamente; 6M/2H alternativamente) en cada zona de liberación incrementa el tiempo de supervivencia de la población destino, a la vez que minimiza los impactos sobre la población donante. La supervivencia y reproducción de las hembras son los parámetros demográficos con mayor efecto sobre la viabilidad de la población y el éxito de la translocación.
- Se han seleccionado cuatro subpoblaciones existentes como fuentes potenciales, basándose en su tamaño y tendencia actuales (capacidad de absorber la extracción de ejemplares). Se han seleccionado tres lugares para la liberación, basándose en la idoneidad del hábitat, el potencial de conectividad y las limitaciones administrativas y logísticas. Los lugares de liberación estarán sujetos a medidas de restauración y mejora del hábitat previas a la liberación cuando sea necesario.
- Los riesgos de enfermedad son generalmente bajos, con la excepción de algunas clases de macroparásitos. Se recomienda aplicar protocolos de bioseguridad sencillos y elegir únicamente individuos sanos para las translocaciones tras una evaluación sanitaria *in situ*.
- Existe cierto grado de incertidumbre en la supervivencia posterior a la liberación y en el éxito en el asentamiento/ dispersión de los individuos liberados, sobre todo teniendo en cuenta la dificultad de estructurar los individuos translocados por edades. Se recomienda favorecer el anclaje en el momento de liberación realizando las translocaciones inmediatamente antes de la reproducción.

Protocolos de liberación

- Las capturas tendrán lugar inmediatamente antes de la época de cría. Los individuos serán capturados y procesados por un especialista en anillamiento de aves, se anillarán y marcarán con un emisor VHF cuando sea necesario y se realizará un examen físico de todos los individuos.
- Los animales seleccionados para su translocación serán transportados en vehículo hasta el lugar de liberación en cajas de cartón individuales. En el lugar de destino, se les someterá a un nuevo control sanitario y se les liberará directamente.
- Adicionalmente, un número equivalente de individuos de la población de origen serán capturados y marcados con el mismo tipo de transmisor VHF, y serán librados en las mismas zonas de captura (individuos control), con objeto de estudiar comportamiento, asentamiento y movimientos en aves translocadas y no translocadas. Estos individuos serán sometidos a los mismos protocolos de captura y manejo que los individuos translocados.
- El seguimiento posterior a la liberación se centrará en determinar el establecimiento y la supervivencia de los individuos translocados y control. Se utilizarán estaciones de recepción automática, tanto en la población origen como destino, cuya finalidad es detectar presencia; también se utilizarán antenas portátiles con objeto de localizar individuos que hayan realizado movimientos fuera de las zonas de origen o destino. Las estaciones de recepción automática son controladas a distancia, y serán visitadas periódicamente para verificar su correcto funcionamiento.



CONTEXTO

- 1.1 Biología de la especie
- 1.2 Amenazas y estado de conservación
- 1.3 Acciones de conservación
 - 1.3.1 Marco legal de protección
 - 1.3.2 Gestión pasada y actual

1. CONTEXTO

1.1 Biología de la especie

La alondra ricotí (*Chersophilus duponti*) es un pequeño passeriforme perteneciente a la familia Alaudidae cuya distribución se restringe a España y el norte de África (Suárez 2010). La biometría, genética y comportamiento observados en la especie sugieren que las poblaciones del norte de África corresponden a una subespecie diferente, aunque en la actualidad se están realizando estudios para confirmarlo.

La alondra ricotí es un ave esteparia típicamente territorial (Pérez-Granados et al. 2016). Se considera una especie sedentaria (Suárez et al. 2006), que permanece en las áreas de cría todo el año (Suárez et al. 2006). No obstante, se conocen movimientos dispersivos o fugas de tempero durante los meses más duros del invierno, apareciendo en zonas donde no se reproduce (Suárez 2010; García-Antón et al. 2021). Los machos defienden los territorios a lo largo del ciclo anual (Suárez 2010). En la península Ibérica se consideran como hábitat óptimo aquellas estepas naturales con predominio del matorral de pequeño porte (20-40 cm) y escasa cobertura de herbáceas anuales (Garza & Suárez 2010), con una clara preferencia por aquellas localidades con una cobertura de matorral aproximada del 30%, un elevado porcentaje de suelo desnudo (Tellería et al. 1988; Seoane et al. 2006; Suárez 2010) y pendientes no superiores a 10-15° (Garza et al. 2003; Nogues-Bravo & Agirre 2006; Seoane et al. 2006). La especie tiende a evitar laderas, cultivos, zonas arboladas, pastizales puros de herbáceas, y zonas con matorral bajo y denso, como formaciones de aulaga, jara, romero o brezo (Garza & Suárez 2010). La altitud o el clima parecen no influir en su distribución ya que la especie se encuentra desde el nivel del mar (p.ej. Almería) hasta áreas situadas por encima de los 1.400 m (Garza & Suárez 1990; Suárez et al. 2009b).

La especie presenta un carácter elusivo y un plumaje críptico, es extremadamente esquiva y reacia a volar incluso cuando hay humanos cerca (Tella et al. 2005; Vögeli et al. 2008). La mayoría de los contactos con la especie son auditivos y los avistamientos son difíciles de realizar. El período de reproducción de la población española se extiende desde finales de marzo a principios de julio, con hasta 3 intentos de cría (Pérez-Granados et al. 2017). Los nidos son construidos generalmente con orientación norte, en el suelo junto a un matorral y sin cubrirlos totalmente (Pérez-Granados et al. 2017; Barrero et al. 2023). El tamaño de puesta oscila entre 3 y 5 huevos (media \pm error estándar: $3,47 \pm 1,15$) y son incubados durante 12-13 días (Pérez-Granados et al. 2017). Al tratarse de una especie nidífuga, los pollos suelen abandonar el nido a los 8 días de edad (Herranz et al. 1994; Suárez et al. 2009b; Garza & Suárez 2010), aunque entre el 46% y el 84% de los nidos son depredados antes de que los pollos puedan abandonar el nido (Herranz et al. 1994; Suárez et al. 2009b; Suárez 2010; Pérez-Granados et al. 2017). Durante el periodo de cría los pollos son alimentados principalmente con larvas de lepidópteros, coleópteros y arácnidos (Herranz et al. 1993; Zurdo et al. 2023).

1.2 Amenazas y estado de conservación

El primer censo nacional de la alondra ricotí determinó una población mínima para España, y por tanto para la Península Ibérica, de unos 13.000 individuos (Garza & Suárez 1988). Posteriormente, gracias al uso de métodos de censo más precisos y adecuados para la especie (Garza et al. 2003; Tella et al. 2005), se estimó que la población española se situaba en torno a los 3.100-4.000 machos (Suárez 2010). La última estimación realizada, con un esfuerzo de muestreo sensiblemente superior a los censos anteriores, arrojó una cifra mínima de 3.828 machos localizados en su mayoría en las comunidades de Aragón (1.614 machos, 43,5% del total) y Castilla la Mancha (739 machos, 19,3 % del total) (Traba et al. 2019). Por provincias, Soria (1.091 machos), Teruel (929 machos), Zaragoza (663 machos) y Guadalajara (646 machos) concentran el 87% del total de machos contabilizados (Traba et al. 2019). Hay que tener en cuenta que las cifras de este último censo fueron estimadas con datos insuficientes para Aragón y Castilla y León (Traba et al. 2021). La proporción de sexos, sesgada hacia los machos (Suárez et al. (2009a): 61%; Vögeli et al. (2007): 79%), reduce drásticamente el tamaño efectivo de la población, por lo que el número de hembras estaría alrededor de las 804-1.493. Por lo tanto, asumiendo el margen de error de la estima del número de machos, el tamaño efectivo de la población española (o europea) de alondra ricotí actualizada en 2018, sería de unas 1.400-1.500 parejas y del orden de 3.700-4.000 machos (Traba et al. 2019). Estos datos han sido recientemente revisados y sugieren un descenso sensible, de alrededor del 25% (Reverter et al., *en prep.*).

La especie sólo permanece en la actualidad en cuatro de las seis regiones del área de distribución citadas en el I Censo Nacional: sistema Ibérico, valle del Ebro, meseta Sur y Sureste (García-Antón et al. 2019), habiéndose extinguido en las regiones meseta Norte y Zamora (Traba & Garza, 2021). La superficie ocupada por la especie en España apenas supera los 1010 km² distribuidos de forma fragmentada en 23 poblaciones y 100 subpoblaciones (Traba et al. 2019), siendo aún menor el área adecuada para albergar poblaciones reproductoras (698 km² según García-Antón et al. (2019)), aunque la última revisión nuevamente sugiere una disminución en el área de distribución (Reverter et al., *en prep.*).

Las subpoblaciones más importantes o poblaciones ‘núcleo’ (Sistema Ibérico – Valle del Ebro) aunque en declive, presentan todavía un estado de conservación relativamente bueno, aunque también experimentan procesos de contracción demográfica y del rango de distribución, con extinciones o graves declives locales (Reverter et al. *en prep.*). Las subpoblaciones más periféricas o marginales presentan un riesgo de extinción extremadamente alto (García-Antón et al. 2021). Las principales amenazas a las que se enfrenta la especie son la pérdida y la alteración del hábitat que favorecen el aislamiento y fragmentación de sus poblaciones (Íñigo et al. 2008; Traba et al. 2019). El único hábitat utilizado por la especie (estepas naturales) se encuentra en regresión en toda España con una distribución fuertemente fragmentada y dispersa. Estudios recientes sugieren un comportamiento metapoblacional (García-Antón et al. 2021) con subpoblaciones relativamente independientes que presentan sus propias probabilidades de extinción y movimientos dispersivos que las conectan. De

hecho, estudios recientes señalan una aún baja estructuración genética de la población ibérica (Bustillo-de la Rosa et al. 2022) lo que indicaría la existencia de cierto flujo de genes entre algunas subpoblaciones. En este sentido, existen evidencias de eventos de recolonización en núcleos previamente extintos, como en Alfés, Lleida (Bota et al. 2016).

La reducción de hábitat es debida principalmente a la roturación de las estepas naturales por cultivos, repoblaciones forestales o por la implantación de infraestructuras como centrales eólicas o fotovoltaicas (Suárez 2010; Traba et al. 2019). También se debe a los procesos de sucesión vegetal hacia estructuras de matorral denso o bosque, a causa del abandono de la ganadería extensiva (Martínez-Valderrama et al. 2021; Traba & Pérez-Granados 2022). Trabajos recientes (Gómez-Catasús et al. 2019; Gómez-Catasús et al. 2023) han destacado el vínculo tan estrecho existente entre ganado ovino y alondras ricotí, ya que el pastoreo extensivo de ovino juega un papel clave en el mantenimiento de una estructura vegetal adecuada para la especie, al tiempo que aporta los excrementos que favorecen la presencia de escarabajos, que son parte fundamental de su dieta (Zurdo, et al. 2023). El abandono del pastoreo extensivo tradicional y los cambios del uso del suelo constituyen por tanto un serio peligro para las poblaciones que aún perviven.

De acuerdo con los datos recopilados en 92 poblaciones en España, la alondra ricotí experimentó en España una tasa de disminución anual del 3,9 % y una disminución general de 41,4% durante el periodo 2004-2015 (Gómez-Catasús et al. 2018). Este resultado concuerda con los aportados previamente en España que indicaban una disminución del 31,5 % en 16 años ($n = 34$ poblaciones; Tella et al. (2005)) y hasta del 70% en 12,5 años ($n = 33$ poblaciones; Pérez-Granados & López-Iborra (2014)). Respecto a la tendencia por regiones, Andalucía y Castilla y León parecen mostrar una disminución drástica en los efectivos hasta 2015 (tasa de disminución anual superior al 5%), mientras que Aragón, Castilla-La Mancha, Cataluña, Comunidad Valenciana, Navarra y Murcia muestran tendencias inciertas (Gómez-Catasús et al. 2018).

La situación desde 2015 muestra signos de empeoramiento. En zonas importantes para la especie como la ZEPA de Altos de Barahona (Soria) se han detectado tasas de cambio de -36,5% entre 2017 y 2020 (*datos propios*). Resultados preliminares más recientemente obtenidos durante 2021 en Altos de Barahona y Páramo de Layna (Soria), Alfés (Cataluña), Rincón de Ademuz (Valencia) y localidades de Guadalajara arrojan resultados aún peores, con tasas de descenso entre 2020 y 2021 de entre -30% y -60% (Pérez-Granados et al. 2023). Estos descensos tan acusados podrían deberse a eventos meteorológicos extremos durante el invierno de 2020 (tormenta de nieve 'Filomena') que han actuado sobre poblaciones ya muy mermadas. Si se confirman estos datos, la población ibérica podría haberse reducido en un único año a un tamaño poblacional efectivo de 600-1.500 parejas, incrementando la fragmentación y el aislamiento de las poblaciones remanentes (Reverter et al. *en prep.*). En cuanto al área de distribución, se ha constatado un proceso de reducción muy marcado desde finales de los años 80. Considerando las zonas para las que se dispone de información precisa de su distribución histórica, se ha observado una reducción del 44,1% entre los periodos previos y posteriores al año 2000 (García-Antón et al. 2019).

1.3 Acciones de conservación

1.3.1 Marco legal de protección

La alondra ricotí es uno de los passeriformes europeos con mayor grado de amenaza, catalogada “En Peligro de extinción” en el Libro Rojo de las Aves de España (Traba et al. 2021) y en la última revisión realizada sobre la conservación de las aves de España (SEO/Birdlife 2021). En el Catálogo Español de Especies Amenazadas (Real Decreto 139/2011, de 4 de febrero) se encuentra clasificada como “En Peligro de extinción” (BOE-A-2023-8751).

A nivel europeo está incluida en el Anexo I de la Directiva Aves (Dir. 79/409/CEE) como especie sujeta a medidas de conservación y en la Lista Roja Europea (2021) como ‘Vulnerable’. La competencia española para la conservación de esta especie es máxima, pues en Europa sólo nidifica en España (Traba et al. 2019). A escala global la especie se encuentra catalogada como ‘Vulnerable’, tanto la población europea como el conjunto total de sus poblaciones mundiales (europeas y africanas) (IUCN 2022).

1.3.2 Gestión pasada y actual

La alondra ricotí ha centrado la atención de numerosos estudios y en la actualidad existe un consenso en la comunidad científica sobre las actuaciones de conservación que deben implementarse para evitar el continuado declive que experimenta la especie. Sin embargo, existe una marcada disparidad entre las acciones propuestas por los científicos y las que frecuentemente implementan los gestores. Las propuestas de los científicos se han centrado principalmente en intervenciones de regulación/legislación y/o gestión. Según Pérez-Granados y López-Iborra (2022) estas propuestas representan el 45% y 42% respectivamente del total de las actuaciones propuestas desde la comunidad científica, mientras que los gestores implementan en su mayoría actuaciones de seguimiento e investigación de la especie (50% del total de actuaciones). En este contexto, las actuaciones de gestión, muy necesarias para la conservación de la especie, tradicionalmente sólo han representado el 20% del total de intervenciones realizadas (Pérez-Granados & López-Iborra 2022). Es significativo que, de las 20 zonas donde se realiza o ha realizado seguimiento de las poblaciones de alondra ricotí entre 2007 y 2018 (ver abajo), sólo en unas pocas se están llevando a cabo actuaciones de gestión de hábitat: en Ademuz (Valencia), promovido por la propia administración regional; en Altos de Barahona/Layna (Soria), por parte del proyecto LIFE Ricotí; en Andalucía durante 2021 y 2022 se han acometido proyectos en Cabo de Gata (Almería), donde actualmente subsiste, y en dehesa Guadix (Granada), donde existió en el pasado. Otras actuaciones están en fases iniciales (Castilla-La Mancha, Castilla y León, Cataluña; LIFE Connect Ricotí).

Comprender por qué los gestores implementan ciertas actuaciones de conservación es útil para ayudar a reducir la brecha entre la investigación y las estrategias de conservación. Debido al precario estado de conservación de la alondra ricotí, las autoridades regionales están obligadas a proporcionar actualizaciones periódicas de las estimaciones poblacionales. Esto podría explicar el interés de los gestores por implementar intervenciones de investigación o seguimiento (Pérez-Granados &

En poblaciones periféricas como las de Andalucía, Cataluña, Murcia y Valencia la información disponible sobre los tamaños poblacionales y su distribución es muy completa ya que estas CCAA presentan muy pocas poblaciones y se realiza seguimiento anual promovido por la administración autonómica. En Navarra se localiza otra de estas poblaciones periféricas, pero la información disponible se encuentra restringida a la población de Bardenas, donde una institución local viene promoviendo diferentes estudios y censos periódicos de la especie. Por contra, en las CCAA que albergan las poblaciones de mayor tamaño la serie temporal de información no es tan completa aunque recientemente se han actualizado los datos sobre los tamaños poblacionales y su distribución, p.ej. Castilla-La Mancha (Garza et al. 2018; Traba & Garza 2018) o Castilla y León (Traba & Garza 2020), y gracias a los proyectos realizados en algunas de las poblaciones ibéricas más importantes de la especie (proyecto LIFE Ricotí). Todos estos proyectos incluyen al menos el censo del número de machos, obtenido de madrugada y ajustados al horario de máxima actividad de canto de la especie, aunque existen algunas diferencias en cuanto a la metodología de censo aplicada entre regiones. Sin embargo, aún se desconoce la situación actual de las poblaciones de Aragón, la comunidad autónoma que probablemente albergue el mayor número de individuos de España.

Los resultados de todos estos proyectos están sirviendo para establecer directrices de gestión y conservación de la especie basadas en estudios científicos (Traba et al. 2019). Estos proyectos han generado información que ha servido para identificar zonas de especial protección para la especie, recomendar prácticas agrícolas compatibles con la conservación, así como ampliar los conocimientos básicos sobre la biología y la ecología de la especie. Se ha definido y actualizado el área de distribución ibérica y norteafricana, los tamaños poblacionales y su conectividad genética, además se ha profundizado en la ecología espacial de la especie y el impacto de las actividades humanas (p.ej. energías renovables, incendios, agricultura).

En cuanto a actuaciones directas de conservación, la Generalitat Valenciana ha realizado actuaciones de restauración del hábitat en las poblaciones del Rincón de Ademúz. Concretamente en 2015 y 2018 se realizaron desbroces orientados a reducir un 30% la cobertura vegetal arbustiva, así como se hicieron apeos y retirada de pinos de gran porte (>5 m) en 55 ha en dos poblaciones de alondra ricotí. De forma paralela se promovió el pastoreo extensivo y el aporte artificial de excrementos de ganado ovino (Saez-Gomez et al. 2021).

Por otro lado, durante el transcurso del proyecto LIFE Ricotí (LIFE15-NAT/ES/000802; 2016-2021) se restauraron con éxito 326 ha, permitiendo el establecimiento de 39 nuevos territorios de alondra ricotí (datos obtenidos en 2019). Más de 3000 ha se adhirieron al Programa de Custodia del Territorio, que abordó la promoción del pastoreo extensivo. Por otra parte, el proyecto Dron-Ricotí (Fundación BBVA, 2016-2019) identificó las relaciones básicas entre el pastoreo de ganado ovino, la disponibilidad de alimento y la presencia de alondra ricotí (entre otras aves esteparias). En este sentido, las Directrices Científicas Básicas para la Estrategia Nacional de Conservación de la especie han establecido prioridades y líneas de actuación para su conservación (ver Traba et al. 2019). En dichas directrices, el **mantenimiento y mejora de la conectividad** de la metapoblación ibérica es una prioridad a

conseguir a través de: i) **aumento de hábitat** de alta calidad en áreas clave (conectividad estructural), y ii) **refuerzo/rescate poblacional** de núcleos en alto riesgo de extinción y/o críticos para la conexión de la metapoblación ibérica (conectividad asistida).

En este sentido, actualmente el TEG-UAM está coordinando el proyecto LIFE Connect Ricotí (LIFE20 NAT/ES/000133; 2021-2026) que tiene como objetivo mejorar el estado de conservación de la metapoblación ibérica de alondra ricotí, aumentando su conectividad estructural y funcional mediante actuaciones sobre varias subpoblaciones clave. Esto se está abordando con dos líneas principales de actuación: i) aumentar el hábitat de alta calidad para la especie (conectividad estructural); y ii) recuperar o reforzar subpoblaciones con alto riesgo de extinción con animales silvestres de localidades donantes (conectividad asistida). El incremento de hábitat de alta calidad se realiza mediante el desbroce de arbustos y eliminación selectiva de árboles, y a través de la promoción del pastoreo extensivo de ovejas. El incremento de la conectividad reducirá el riesgo de extinción local en las subpoblaciones destino (Hanski 1998), sin afectar a la supervivencia de las subpoblaciones donantes y de toda la metapoblación. La alondra ricotí es un paradigma de especie de declive poblacional, ya que la población ibérica aún cuenta con unos pocos miles de individuos, pero presenta una tendencia claramente negativa, por lo que es necesario realizar acciones antes de que la población colapse.



2 EL PROGRAMA DE TRANSLOCACIÓN

2.1 Motivación

2.2 Objetivos

2. EL PROGRAMA DE TRANSLOCACIÓN

2.1 Motivación

Las estrategias de conservación de especies amenazadas incluyen, cada vez con mayor frecuencia, programas de translocación para la reintroducción, el reforzamiento o la recuperación de sus poblaciones (Parker 2008). Estos programas constituyen una herramienta eficaz para la restauración de los procesos ecosistémicos y la conectividad de las poblaciones (Benayas et al. 2009; Seddon et al. 2014). La conectividad asistida puede efectuarse mediante la reintroducción (si es necesario, con refuerzos posteriores) en localidades ya extinguidas; y el reforzamiento en aquellas poblaciones que aún subsisten, pero presentan un alto riesgo de extinción; y/o en las principales áreas que contribuyen a la conectividad general y por tanto a incrementar la estabilidad de la metapoblación.

La situación actual de la especie en España cumple con las recomendaciones de la IUCN para el inicio de las translocaciones de individuos silvestre (IUCN 2013):

- La translocación no se extiende más allá del área de distribución histórica conocida de la especie y, por lo tanto, plantea riesgos mínimos de efectos no deseados en el ecosistema de la zona de liberación, incluidos los riesgos de enfermedad, depredación, competencia e hibridación (Blackburn et al. 2014).
- La similitud genética entre las subpoblaciones donante y destino es lo suficientemente alta como para evitar problemas genéticos cruzados, como demuestran los resultados del proyecto LIFE Ricotí (Bustillo-de la Rosa et al. 2022). Por el contrario, la translocación de individuos puede limitar la depresión genética de la especie, que se ha producido con el proceso de extinción (Méndez et al. 2011; Bustillo-de la Rosa et al. 2022).
- En paralelo con las translocaciones, las medidas previstas de gestión del hábitat en las poblaciones de destino se han probado con éxito (LIFE Ricotí: LIFE15-NAT/ES/000802; 2016-2021), y parecen adecuadas para eliminar o reducir suficientemente las amenazas que causaron la extinción anterior (IUCN 2013). Ambas estrategias (restauración y mejora del hábitat, y translocación) podrían contribuir a detener el declive de la especie y establecer un marco para futuros esfuerzos de conservación a nivel nacional.

2.2 Objetivos

El objetivo fundamental del proyecto LIFE Connect Ricotí es mejorar el estado de conservación de la metapoblación ibérica de alondra ricotí, incrementando su conectividad estructural y funcional, y actuando sobre varias subpoblaciones clave. Esto se abordará atendiendo a dos grandes líneas de actuación:

a) Aumentar el hábitat de alta calidad para la especie (conectividad estructural) en tres regiones españolas (Cataluña, Castilla-La Mancha y Castilla y León); esto permitirá ampliar un hábitat natural singular y fragmentado, de alto interés para la conservación, que alberga a la alondra ricotí y otras especies de aves relevantes. Este objetivo, aunque indirectamente relevante para este programa de translocación, no se discute más adelante.

b) Mejorar la conectividad mediante el refuerzo de subpoblaciones recientemente extinguidas o con alto riesgo de extinción, utilizando para ello animales silvestres procedentes de localidades donantes. Conectar las localidades de origen y destino y reforzar poblacionalmente a estas últimas retrasará la extinción local de las subpoblaciones marginales (Hanski 1998), sin afectar a la persistencia de las subpoblaciones donantes ni al conjunto de la metapoblación. La población ibérica de alondra ricotí aún mantiene unos pocos miles de individuos, pero presenta una tendencia claramente negativa, siendo éste el momento adecuado para actuar antes de que se produzca el colapso poblacional. A corto plazo, el aumento del área de distribución evita el riesgo de fluctuaciones estocásticas sincrónicas en las subpoblaciones (Pérez-Granados et al. 2023) y aumenta el tiempo esperado hasta la extinción (ver más adelante el Análisis de Viabilidad Poblacional realizado). A largo plazo, aumenta la variabilidad en las diferencias geográficas en las frecuencias génicas, aumentando así la capacidad de supervivencia a largo plazo.

Para este segundo objetivo, los objetivos concretos de este programa de translocación son:

1. Evaluar la translocación de animales silvestres como factor clave para reforzar/rescatar áreas donde la especie ya está extinta o casi extinta, con tendencias poblacionales extremadamente negativas y donde la recolonización natural es muy improbable (conectividad asistida).
2. Conectar áreas que son críticas para la conectividad entre poblaciones (es decir, aumentar la estabilidad metapoblacional).

Los individuos procederán de subpoblaciones fuente en buen estado de conservación en Castilla-La Mancha.



ESTUDIO DE FACTIBILIDAD

- 3.1 Estudio demográfico
 - 3.1.1 Metodología
 - 3.1.2 Resultados
- 3.2 Poblaciones y áreas de origen y de destino
 - 3.2.1 Selección de poblaciones de origen
 - 3.2.2 Selección y preparación de áreas de destino
- 3.3 Análisis de riesgo de enfermedad
 - 3.3.1 Metodología
 - 3.3.2 Resultados y recomendaciones
- 3.4 Riesgos para el bienestar animal
- 3.5 Gestión adaptativa y plan de emergencia

3. ESTUDIO DE FACTIBILIDAD

3.1 Estudio demográfico

La factibilidad demográfica del programa de translocación se ha verificado mediante un análisis de viabilidad de población (AVP) como ha sido sugerido (Traba et al. 2019). De forma resumida, los resultados muestran que reforzar las tres poblaciones receptoras con un número reducido de individuos (6 machos, 2-4 hembras) durante 3 años alarga significativamente la viabilidad de estas poblaciones, mientras que la extracción de individuos no tiene efectos sobre los donantes. Aquí se presenta un resumen de los métodos y resultados de este AVP, pero se remite al Apéndice 3.2 para una descripción completa del mismo.

3.1.1 Metodología

Para la realización de los AVP se utilizó el programa de simulaciones estocásticas VORTEX 10.5.6 (Lacy & Pollak 2014) y se corrieron modelos basados en el individuo con 1000 iteraciones para abarcar la estocasticidad demográfica, ambiental y genética. Para evaluar la supervivencia de la metapoblación a medio-largo plazo, los modelos se proyectaron a 20 años tal y como está establecido en los criterios de la IUCN. Todos los AVP fueron diseñados a nivel subpoblacional basados inicialmente en la estructura de la metapoblación ibérica (García-Antón & Traba 2021), pero utilizando exclusivamente las subpoblaciones total o parcialmente incluidas en Castilla-La Mancha, que es la región donde se pretende implementar el programa de translocaciones. En cada iteración, se declaró una subpoblación extinta cuando al menos uno de los dos sexos llegara a extinguirse. El parámetro principal fue el tiempo medio hacia la extinción de la metapoblación y de las subpoblaciones.

El PVA se realizó en dos pasos. En primer lugar, se construyó un modelo base considerando el valor más plausible para cada parámetro poblacional en relación con la información actual disponible, y a continuación se realizó un análisis de sensibilidad sobre el modelo base (sin translocaciones) para determinar los parámetros demográficos más relevantes sobre la viabilidad de la metapoblación, y evaluar el efecto de la incertidumbre y la variabilidad sobre las proyecciones de referencia. En segundo lugar, se simuló el proceso de translocación para evaluar su efecto tanto en las poblaciones donantes como en las receptoras. En este sentido, el modelo base se modificó con distintos escenarios de translocación (variables en número de machos y hembras), y con distintos niveles de supervivencia/asentamiento aparente inmediatamente después de la translocación (para representar la probabilidad de mortalidad y/o dispersión lejos del lugar de liberación). En estos escenarios se contempló el incremento en hábitat disponible producido por las acciones de restauración. Finalmente, se evaluaron los efectos de todos estos escenarios sobre el tiempo medio hasta la extinción de las subpoblaciones donantes y translocadas.

3.1.2 Resultados

La simulación del proceso de translocación mostró que la extracción de individuos de las poblaciones donantes de Parameras de Molina (Molina de Aragón), Altos de Barahona o Layna, no empeoró, o al menos no de forma sensible, el tiempo medio esperado hasta la extinción de esas poblaciones (Figura 3.1). Por el contrario, las poblaciones destino incrementaron sensiblemente el tiempo hasta la extinción, si se liberaran al menos 8-10 individuos (6M/2-4H) (Figura 3.2). La dispersión inmediata o la mortalidad tras la liberación pueden reducir este tiempo medio hasta la extinción hasta en un 50% (Apéndice 3.2). A partir de estos resultados se considera que una translocación de 8-10 individuos por año, de igual proporción de sexos cuando sea posible, proporciona una elevada probabilidad de éxito con poco riesgo para las poblaciones de origen seleccionadas (Apdo. 3.2). La supervivencia posterior a la liberación (incluida la dispersión) es un factor clave del éxito, y presenta incertidumbre si se tiene en cuenta el riesgo de regreso a las poblaciones origen, especialmente teniendo en cuenta los retos que plantea determinar la edad de los individuos liberados (Apdo. 4.1). Por lo tanto, en caso de supervivencia insuficiente podría ser posible modificar el protocolo para adoptar medidas adicionales que minimicen la dispersión y promuevan la permanencia en el lugar de liberación, seguidas de un seguimiento específico (Apdo. 3.5).

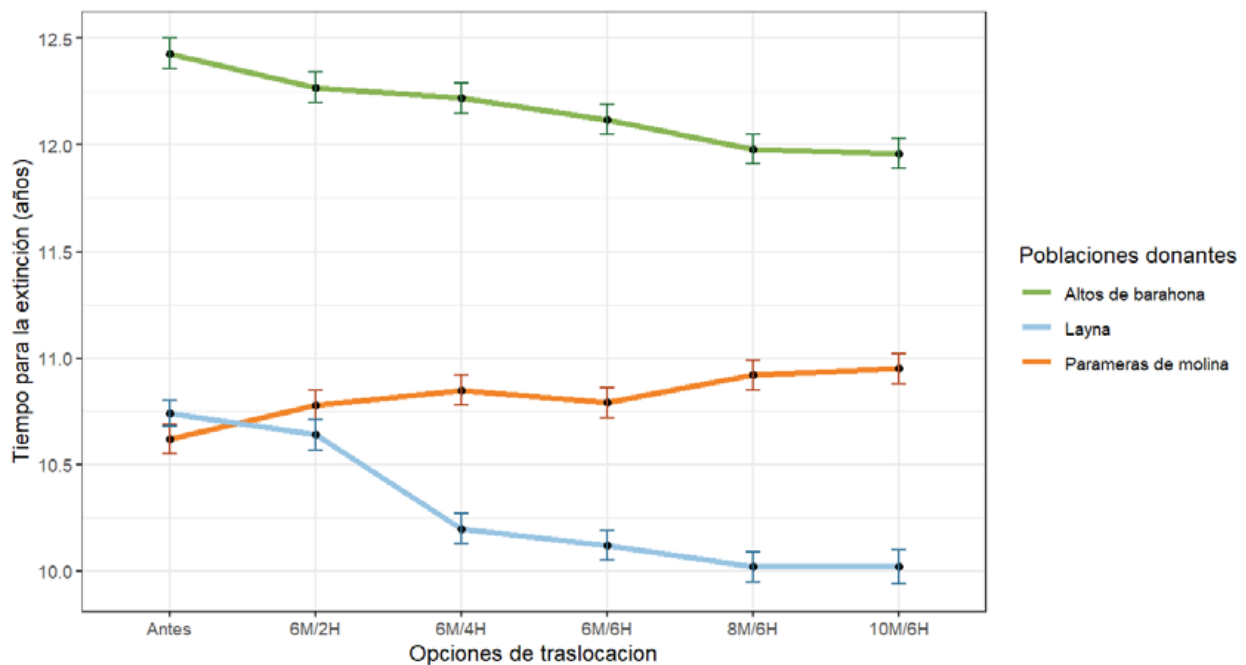


Figura 3.1. En el eje x se indican las distintas combinaciones de translocación, según el número de machos y hembras traslocados. El eje y indica el tiempo medio hasta la extinción de cada una de las subpoblaciones donantes (sobre 1000 iteraciones).

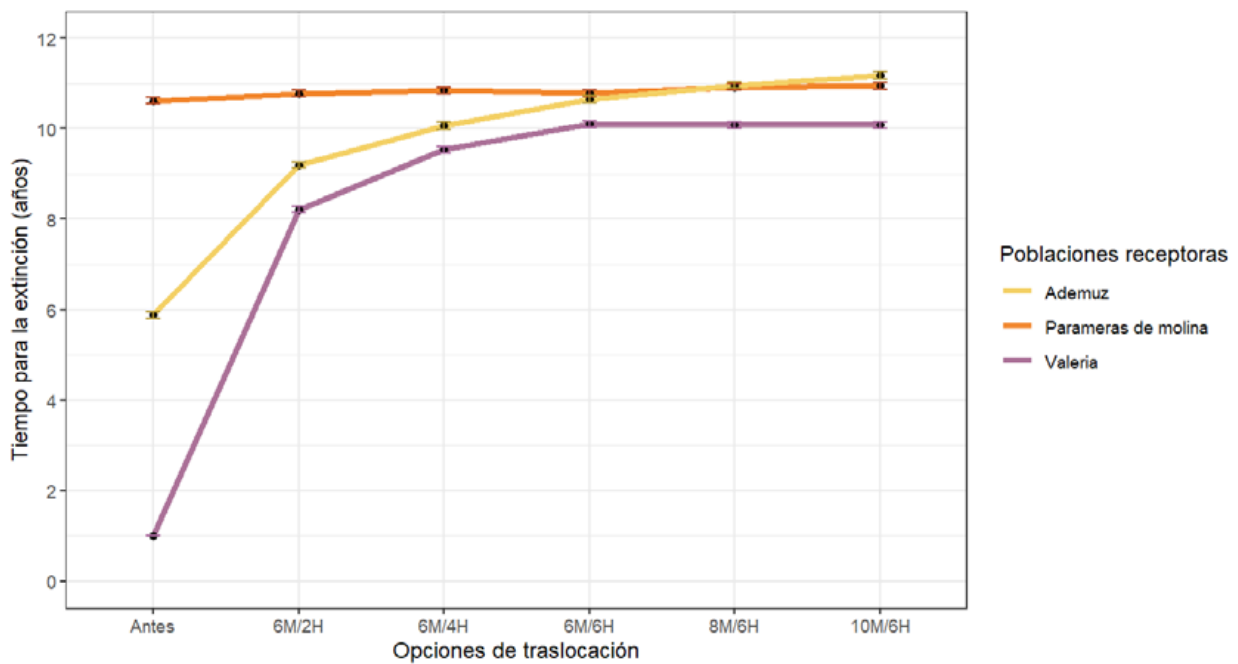


Figura 3.2. En el eje x se indican las distintas combinaciones de translocación, según el número de machos y hembras traslocados. El eje y indica el tiempo medio hasta la extinción de cada una de las subpoblaciones receptoras (sobre 1000 iteraciones).

3.2 Poblaciones y áreas de origen y de destino

3.2.1 Selección de poblaciones de origen

La selección de las poblaciones ‘fuente’ u origen de estas translocaciones (Tabla 3.1, Figura 3.3) ha sido realizada mediante AVP (Apdo. 3.1). Las subpoblaciones seleccionadas cuentan con tamaños poblacionales suficientes (190, 92 y 631 machos en Anguita, Páramos de Molina y Atienza respectivamente; años 2021-22, según datos hasta 2021; García-Antón & Traba, 2021) para poder proporcionar los individuos necesarios para el programa de translocaciones sin que la extracción de estos individuos comprometa su supervivencia (Apdo. 3.1). Se deberán realizar censos anuales en las poblaciones donantes, para obtener estimaciones precisas del tamaño poblacional previo y posterior a las translocaciones.

3.2.2 Selección y preparación de áreas de destino

La selección de los lugares de liberación (Tabla 3.1) ha sido realizada en base a los siguientes criterios: (1) presencia previa de alondra ricotí (Traba et al. 2021); (2) requerimientos de hábitat (Traba et al. 2021); (3) conectividad (García-Antón et al. 2021); y (4) viabilidad logística y administrativa. Al igual que en el caso de las localidades origen, se realizarán censos previos y posteriores a la liberación de las aves. Los lugares de liberación deben presentar un hábitat adecuado para la especie (Apdo. 1.1).

Para la selección de las áreas de liberación se consideró la superficie de hábitat disponible siendo priorizadas las zonas con mayor superficie de hábitat adecuado.

La conectividad del área de liberación y el tamaño poblacional fueron valoradas positivamente en la selección de áreas. De este modo, las poblaciones con mayor valor de conectividad serán priorizadas respecto a las que tienen menor importancia según el modelo de conectividad de la metapoblación ibérica de alondra ricotí (García-Antón et al. 2021), potenciando positivamente zonas próximas a aquellas que cuentan con mayores poblaciones y/o que tengan especial significado para la conectividad del conjunto de la metapoblación. El rango de distancias entre las poblaciones origen y destino se encuentra entre 190 y 13 km (Figura 3.3), lo cual permite analizar el éxito de las translocaciones a dos escalas espaciales, corta y media distancia. El tamaño poblacional fue considerado igualmente de manera que las zonas próximas a áreas ocupadas por poblaciones con un mayor número de individuos de alondra ricotí se priorizan respecto zonas con menor tamaño poblacional.

Por último, dentro de las áreas seleccionadas según los criterios anteriores, se priorizarán aquellas donde sea más factible la realización de las translocaciones, tanto desde un punto de vista logístico (p.ej. accesibilidad) como administrativo (acuerdos con propietarios, obtención de permisos). Antes de efectuar las translocaciones se realizarán, en caso de ser necesario, una serie de medidas directas de manejo de hábitat en las áreas seleccionadas con el fin de mejorar su calidad y cantidad, y potenciar el éxito de las futuras translocaciones (Apdo. 1.2).

Tabla 3.1. Subpoblaciones seleccionadas para las translocaciones de individuos de alondra ricotí utilizando la estructura de metapoblación Ibérica propuesta por García-Antón et al. (2021). Se indica el origen/destino de las mismas así como el objetivo de la translocación.

Provincia	Término Municipal	Subpoblación	Acción C3	Objetivo
Cuenca	Pedro Izquierdo	Ademuz	Destino	Estriberón
Cuenca	Valeria	Valeria	Destino	Rescate
Guadalajara	Embid	Parameras de Molina	Destino	Reforzamiento
Guadalajara	Torrubia	Parameras de Molina	Origen	
Guadalajara	Tartanedo-Hinojosa	Paramers de Molina	Origen	
Guadalajara	Anguita	Layna	Origen	
Guadalajara	Atienza	Altos de Barahona	Origen	

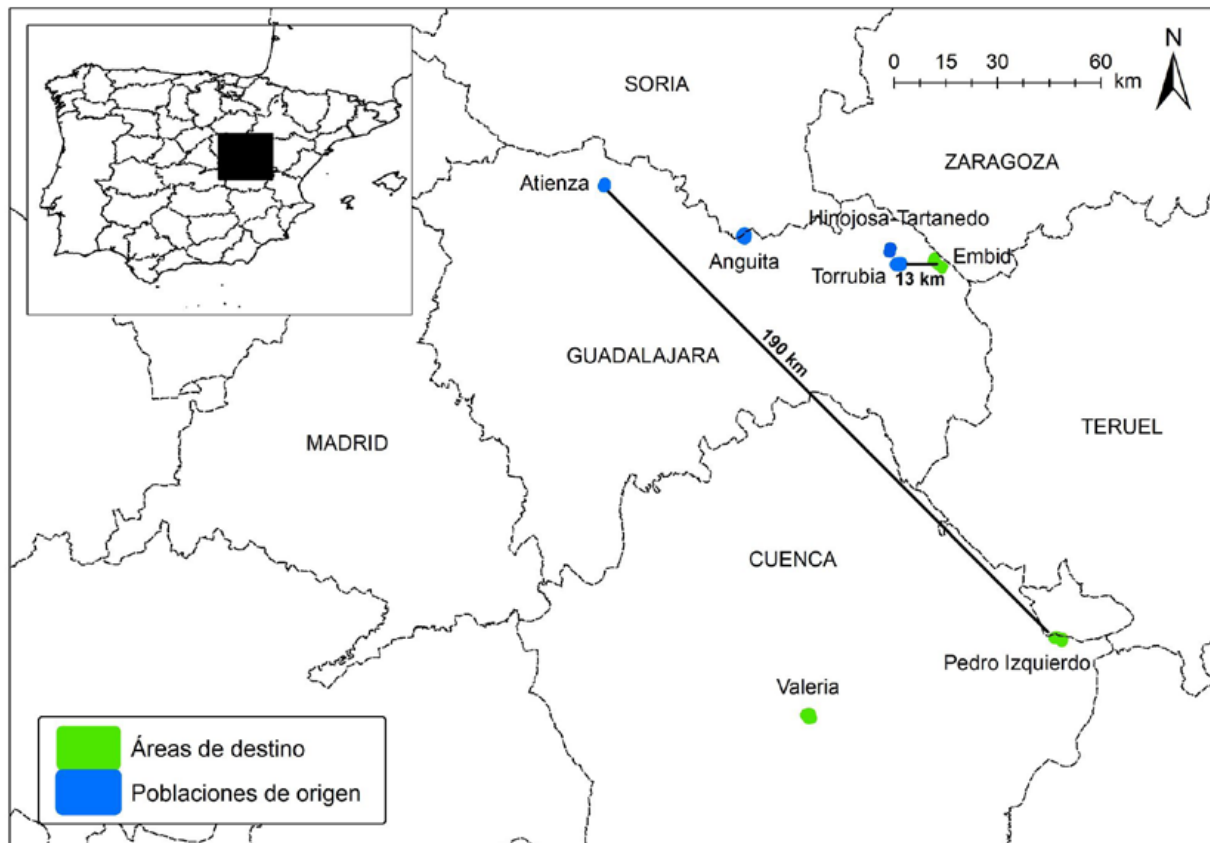


Figura 3.3. Localización geográfica de las poblaciones de origen y destino seleccionadas para las translocaciones durante tres años en el marco del proyecto LIFE Connect Ricotí (LIFE20 NAT/ES/000133).

3.3 Análisis de riesgo de enfermedad

3.3.1 Metodología

La Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) recomienda realizar un análisis de riesgo de enfermedad o *Disease Risk Analysis* (DRA) y una monitorización intensiva de todos los animales translocados (IUCN 2013). Un DRA es un proceso estructurado y basado en la evidencia que puede asistir a la toma de decisiones y a determinar el impacto potencial de enfermedades infecciosas y no infecciosas en los ecosistemas, la fauna salvaje, los animales domésticos y las personas (Jakob-Hoff et al. 2014). Para evaluar el riesgo de enfermedad del programa de translocación de alondra ricotí se han seguido los procedimientos descritos por Jakob-Hoff et al. (2014) y el método publicado por Sainsbury y Vaughan-Higgins (2012), actualizado por Bobadilla Suarez et al. (2017) y Rideout et al. (2017). Si bien aquí se presenta un resumen de los métodos y resultados de este DRA, se remite al lector al Apéndice 3.3 para una descripción completa.

En un primer paso, se revisaron la literatura publicada y los registros veterinarios no publicados que describen enfermedades que pueden afectar a las especies de Passeriformes y otras aves ibéricas. La información se ha utilizado para crear una lista de peligros que pueden ser relevantes en la translocación de alondra ricotí en la meseta central ibérica. A continuación, veterinarios expertos del

grupo de investigación *Wildlife Conservation Medicine* (WildCoM) de la Universitat Autònoma de Barcelona, revisaron la lista preliminar con notas informativas y realizaron las correcciones oportunas, basadas en sus conocimientos y experiencia personal. La lista final de peligros identificados se puede observar en la Tabla 3.2. En base a esta lista preliminar de 37 peligros identificados, los expertos priorizaron los peligros en base a la probabilidad de exposición y a la magnitud de las consecuencias en caso de exposición. Por cada peligro se valoró la probabilidad de exposición y las consecuencias para las tres poblaciones en riesgo en cuatro categorías: Negligible, Bajo, Medio, Alto. Para cada uno de los peligros de especial preocupación para el grupo asesor, se realizaron evaluaciones de riesgo ulteriores, en base a evaluaciones de exposición y de consecuencias, en categorías de riesgo creciente de 0 a 3 (Tabla 3.3).

Tabla 3.2. Lista de los peligros identificados para la translocación propuesta de alondra ricotí (*Chersophilus duponti*). Los colores indican la detección del peligro en distintos taxones de aves o la ausencia del peligro en España.

Virus	Bacterias	Protozoos	Hongos	Ectoparásitos	Endoparásitos	No-infecciosos
Adenovirus	Campylobacter sp.	Coccidios intestinales	Aspergillus fumigatus	Ácaros de la pluma	Cestodos intestinales	Depredación
Avipoxvirus	Chlamydophila psittaci	Hermoparásitos	Candida sp.	Garrapatas	Nematodos intestinales	Neoplasia
Circovirus	Clostridium botulinum	Trichomonas sp.		Piojos de la pluma		Toxinas
Flavivirus (West Nile Virus)	Clostridium perfringens					Traumatismo
Herpesvirus	Erysipelothrix rhusiopathiae					Deshidratación durante captura y transporte
Influenza	Escherichia coli					Lesiones derivadas del marcaje con radio emisor
Newcastle	Mycobacterium avium					
Polyomavirus	Mycoplasma sp.					
	Pasteurella multocida					
	Salmonella sp.					
	Klebsiella spp.					
	Suttonella ornithocola					
	Yersinia sp.					

En Alondra Ricotí	En alaudidae	En passeriformes	En otro taxón (aves)	Fuera de España
-------------------	--------------	------------------	----------------------	-----------------

Tabla 3.3. Clasificación de los peligros identificados para la translocación propuesta de alondra ricotí (*Chersophilus duponti*) según los expertos.

PELIGROS	ALONDRAS TRANSLOCADAS		FAUNA		HUMANOS	
	Probabilidad	Consecuencias	Probabilidad	Consecuencias	Probabilidad	Consecuencias
INFECCIOSOS						
Adenovirus	1	0	1	0	0	0
Avipoxvirus	1	1	0	1	0	0
Circovirus	1	0	1	0	0	0
Flavivirus	1	0	0	0	0	1
Herpesvirus	1	1	1	1	0	0
Influenza	1	1	1	1	0	1
Newcastle	1	0	1	0	0	0
Polyomavirus	0	1	0	1	0	0
Campylobacter sp.	2	0	1	0	1	0
Chlamydothyla psittaci	1	1	1	1	1	1
Clostridium botulinum	0	1	0	1	0	1
Clostridium perfringens	1	1	1	1	0	0
Erysipelothrix rhusiopathiae	0	0	0	0	0	0
Escherichia coli	3	1	1	1	1	1
Mycobacterium avium	1	1	1	0	0	0
Mycoplasma sp	1	1	1	1	0	0
Pasteurella multocida	0	1	0	1	0	1
Salmonella sp.	1	1	1	1	1	1
Klebsiella sp.	1	1	1	0	0	0
Suttonella ornithocola	0	0	0	0	0	0
Yersinia sp.	1	1	1	1	1	1
Coccidios intestinales	2	2	1	1	0	0
Hemoparásitos	2	1	1	1	0	0
Trichomonas sp.	0	0	0	0	0	0
Aspergillus fumigatus	2	1	0	0	0	0
Candida sp.	1	1	1	0	1	1
Ectoparásitos	3	1	1	1	1	0
Endoparásitos	2	0	1	0	0	0
NO INFECCIOSOS						
Depredación	1	2	N/A	N/A	N/A	N/A
Neoplasia	0	0	N/A	N/A	N/A	N/A
Toxinas	0	0	N/A	N/A	N/A	N/A
Traumatismo	2	1	N/A	N/A	N/A	N/A
Deshidratación derivada de la captura y transporte	2	1	N/A	N/A	N/A	N/A
Lesiones derivadas del marcaje con radio emisor	1	1	N/A	N/A	N/A	N/A

0 = Negligible, insignificante; 1 = Baja, morbilidad o mortalidad a nivel individual sin consecuencias para la población; 2 = Media, puede suponer problemas poblacionales transitorios; 3 = Alta, riesgo de declive o extinción poblacional; NA = no aplicable.

3.3.2 Resultados y recomendaciones

Se seleccionaron los siguientes peligros para una evaluación del riesgo detallada:

- Ectoparásitos.
- Coccidios.
- Hemoparásitos.
- *Aspergillus fumigatus*.
- Enterobacterias.

Se recomienda en particular:

- Realizar un examen físico pre-liberación, con toma de muestras para identificación de patógenos (Apdo. 4.1.5).
- Tomar medidas simples de seguridad como guantes nuevos para cada individuo manipulado y desinfección adecuada de los materiales.
- Transportar los individuos de forma individual, en cajas adecuadamente ventiladas (Apdo. 4.2.2).

3.4 Riesgos para el bienestar animal

Además de un análisis de riesgo de enfermedad, las directrices de la IUCN recomiendan incorporar en los planes de translocación consideraciones sobre las actividades planificadas que pueden afectar al bienestar de los animales salvajes (IUCN 2013). Identificar los riesgos para el bienestar tiene el doble objetivo de maximizar el bienestar de los animales durante la translocación y de maximizar el éxito de la translocación desde una perspectiva poblacional (Harrington et al. 2022). Por lo tanto, en el programa de translocación de alondra ricotí se han evaluado una lista de posibles riesgos para el bienestar animal durante la presente translocación, siguiendo el modelo de los “Cinco Dominios” (Harvey et al. 2020). Este modelo permite identificar compromisos en cuatro dominios físicos/funcionales (nutrición, ambiente, salud y comportamiento) y en un dominio mental que refleja las experiencias afectivas del animal. Si bien aquí se presenta un resumen de los métodos y resultados de este análisis de bienestar animal, se remite al Apéndice 3.4 para una descripción completa.

Los riesgos se han clasificado en: 1) riesgos durante la captura; 2) riesgos durante el transporte; y 3) riesgos después de la liberación (Harrington et al. 2022). Para la mitigación de cada riesgo, se recomiendan medidas correctoras que se encuentran más ampliamente detalladas en otros apartados de este documento (Apdo. 3.3 y 4.1). El presente programa de translocación cuenta con un plan de emergencia o de salida, en caso de que estos riesgos se muestren inaceptables (Apdo. 3.5).

En fase de captura, se considera que existe una **probabilidad alta** de distrés, miedo o ansiedad a causa de la captura y manipulación, aunque la probabilidad de lesiones o muerte es moderada o baja. Para mitigar el riesgo, los procedimientos siempre serán llevados a cabo por profesionales expertos y su duración será reducida al mínimo tiempo posible (Apdo. 4.1).

En fase de transporte, se considera que existe una **probabilidad alta** de distrés, miedo o ansiedad a causa del transporte, y una probabilidad alta de malestar térmico, ventilatorio o relacionado con

el movimiento del vehículo durante el transporte. Para mitigar el riesgo, el transporte se realizará en cajas de cartón individuales con perforaciones en los laterales. Además, la fase de transporte deberá durar un tiempo máximo de 6 horas (incluyendo la captura, manipulación, desplazamiento, marcaje y liberación de los animales). Se evitará la liberación de animales excesivamente estresados o con lesiones mediante un segundo examen clínico en el sitio de destino (Apdo. 4.2).

En fase de liberación y después de la liberación, se considera que existe una **probabilidad alta** de estrés, miedo o ansiedad a causa de los medios de marcaje y seguimiento. Para mitigar el riesgo, los métodos de marcaje serán colocados exclusivamente por profesionales con experiencia previa (Apdo. 5.2). Los transmisores nunca supondrán más del 3% del peso corporal del individuo ya que se ha demostrado que esto reduce significativamente la incidencia de problemas de comportamiento y de salud (Geen et al. 2019). Todos los animales liberados serán monitorizados por lo que se podrá obtener información de comportamiento, reproducción y supervivencia (Apdo. 5).

En resumen, en el programa de translocación de alondra ricotí planteado existe un **riesgo moderado para el bienestar animal**. La magnitud e impactos exactos de estos riesgos son desconocidos ya que no hay experiencias previas de translocación de esta especie. El protocolo de monitorización descrito en este documento (Apdo. 5) está diseñado para poner de manifiesto factores de riesgo y el enfoque adaptativo (Apdo. 3.5) permitirá corregir problemas de bienestar animal, en equilibrio con el mantenimiento de los objetivos del proyecto.

3.5 Gestión adaptativa y plan de emergencia

Las Directrices de translocación de la IUCN recomiendan desarrollar una estrategia de salida como parte de un programa de translocación (IUCN 2013). Las estrategias de salida son una práctica bien establecida en la gestión empresarial, pero rara vez se utilizan en la conservación (Ruiz-Miranda et al. 2020)

Las estrategias de salida no son sólo respuestas a un fracaso catastrófico, sino también a retos menores o mayores e incluso al éxito (por ejemplo, qué hacer una vez alcanzados los objetivos del proyecto). Además, son una forma de prepararse para nuevos retos y asegurarse de que pueden afrontarse racionalmente. Una estrategia de salida bien planificada es una herramienta preventiva contra el despilfarro de recursos, la continuación de acciones ineficaces y la caída en prejuicios cognitivos, y puede evitar consecuencias perjudiciales en términos jurídicos, prácticos y de comunicación (Ruiz-Miranda et al. 2020).

A grandes rasgos, una estrategia de salida puede desencadenarse por: (1) éxito - los objetivos de un proyecto se han alcanzado de forma concluyente; (2) finalización - el plazo o la financiación de un proyecto han llegado a su fin; (3) fracaso - los objetivos del proyecto no se han alcanzado y se consideran inalcanzables; o (4) cese voluntario - uno o más socios o partes interesadas deciden poner fin a su compromiso.

El programa de translocación del proyecto LIFE Connect Ricotí tiene un calendario de proyecto preestablecido (2021-2026). Dado el estado y la tendencia de la especie, y la naturaleza de aprendi-

zaje del programa de translocación, es poco probable que el objetivo final de lograr la recuperación de la especie se alcance antes de que finalice este plazo. Así pues, de manera general se considerará que el programa de translocaciones ha tenido **éxito** si, al finalizar, los resultados observados de la translocación y las estimaciones previstas de viabilidad de la población son tales que los socios coinciden en que es probable que un programa de translocación a gran escala mejore las posibilidades de recuperación de la especie. Se considerará un **fracaso** si, al final del proyecto o antes, los resultados de las translocaciones observadas, los problemas prácticos y logísticos encontrados y las estimaciones previstas de viabilidad de la población son tales que los socios están de acuerdo en que es improbable que la continuación de las translocaciones mejore, o incluso que ponga en peligro la recuperación de la especie.

El programa de translocaciones que se desarrolla como parte del proyecto LIFE Connect Ricotí está (1) destinado a aprender sobre la dinámica de las translocaciones y cómo gestionarlas, y (2) informado por los resultados del AVP que sugieren tanto un impacto limitado de la extracción de individuos como un mal pronóstico de base para la especie incluso en ausencia de translocaciones. Esto es especialmente importante porque, hasta ahora, no se habían intentado translocaciones de alondra ricotí y, aunque los estudios preliminares sugieren que las prácticas de restauración del hábitat son eficaces, no se puede saber con total certeza si los factores del declive se habrán resuelto cuando se produzcan las translocaciones (IUCN 2013). Completar este vacío de conocimiento es un objetivo fundamental del proyecto LIFE Connect Ricotí. En este sentido, aunque el fracaso es indeseable, este proyecto tiene el objetivo explícito de poner de relieve las razones del fracaso y, posiblemente, corregirlas. Por lo tanto, los desafíos técnicos y la escasa supervivencia *per se* no son necesariamente causas para abandonar el programa. En su lugar, los socios evaluarán los retos de forma racional y orientarán las acciones adicionales. Esto puede incluir enfoques experimentales adicionales, que pueden implicar un compromiso directo entre la mortalidad individual y un mayor beneficio racional a escala del programa e incluso de la especie; en otras palabras, la acción sospechosa de fracaso puede llevarse a cabo con el objetivo declarado de acumular más aprendizaje utilizando un enfoque de gestión adaptativa (Canessa et al. 2016).

Entre las posibles razones específicas del fracaso se incluyen:

- No se consigue capturar, transportar y liberar el número de ejemplares deseado. Esto podría deberse a:
 - no capturar suficientes aves en el lugar de origen, en particular hembras,
 - mortalidad excesiva o complicaciones durante el transporte,
 - negativa a aprobar la liberación tras el control sanitario (Apdo. 4.1.5),
 - fuerte disminución repentina y/o extinción de las poblaciones de origen,
 - falta de negociación de la disponibilidad de los lugares de liberación con los propietarios de terreno locales.

- No establecimiento en el lugar de destino, derivada de:
 - dispersión inmediata de las aves lejos del lugar de liberación (<2 semanas después de la liberación), con o sin retorno satisfactorio a la población de origen, y fracaso en el establecimiento incluso en un lugar cercano,
 - una mortalidad excesiva en el lugar de liberación a corto plazo (<1 año después de la liberación), debida a la depredación, ausencia de alimento u otros acontecimientos traumáticos.
- Falta de persistencia en el lugar de destino a medio plazo (antes del final del primer periodo reproductor después de la liberación), derivada de:
 - mortalidad o dispersión excesivas de los individuos liberados,
 - reclutamiento insuficiente de nuevos individuos reproductores, debido a fallos de apareamiento, nidificación, eclosión o volantones, o por mortalidad excesiva antes de que los nuevos reclutas puedan reproducirse.

Los posibles fracasos de la translocación están relacionados predominantemente con la dinámica demográfica de los individuos y las poblaciones. La experiencia previa con la captura y manipulación de la especie sugiere que es improbable que la translocación implique problemas de bienestar inaceptables (Apdo. 3.4); en cualquier caso, tales problemas también implicarían probablemente niveles de mortalidad insostenibles y determinarían así un fracaso general más amplio, desencadenando la necesidad de revisión o salida general. La posibilidad de repercusiones socioeconómicas es limitada porque el componente de translocación de este proyecto no implica estructuras permanentes ni empleo específico para las translocaciones de aves (por ejemplo, no implica un gran programa continuo de cría en cautividad con personal dedicado).

Las complicaciones inmediatamente evidentes pueden corregirse directamente sobre el terreno o durante las mismas sesiones de translocación (por ejemplo, defectos evidentes en el diseño de las cajas de transporte que puedan relacionarse directamente con muertes individuales o decisiones de no liberación). Por el contrario, los cambios generales en los protocolos de liberación para corregir problemas sospechosos, pero no evidentes, sólo deben aplicarse tras una revisión exhaustiva, teniendo en cuenta que los cambios pueden reducir la potencia estadística de los análisis de datos y mermar la capacidad de inferir las mejores prácticas a medio plazo. Las revisiones anuales del protocolo incluirán: (1) el análisis de todos los datos y la estimación de las tasas de mortalidad/fracaso en cada paso del proceso de translocación; (2) la re-ejecución de las simulaciones AVP (Apdo. 3.1) utilizando los parámetros actualizados, incluida la incertidumbre, para determinar la viabilidad tanto de origen como de destino según los conocimientos más recientes; (3) la revisión de los resultados por parte de los socios de LIFE y el Comité Científico y la consideración de si se debe continuar y cómo.

Para este último paso, las opciones disponibles incluyen, entre otras: (a) continuar con los protocolos de translocación actuales; (b) aplicar un protocolo revisado; (c) aplicar tanto los protocolos actuales como los revisados en una configuración experimental de comparación; (d) interrumpir las sueltas durante uno o más años; (e) interrumpir el programa de translocación. Dentro de cada una

de estas opciones, en particular (d) y (e), algunas o todas las aves liberadas pueden no ser capturadas y devueltas a la población de origen.

En el estado actual del programa de translocación (enero de 2023), están previstas las siguientes medidas antes de la próxima revisión anual tras la primera temporada de translocaciones, a realizar en el invierno de 2023, y el seguimiento durante la primavera:

- Confirmar el ciclo de evaluación descrito anteriormente, definir responsabilidades explícitas para el análisis de datos y fijar plazos para el análisis, la revisión y el debate, teniendo en cuenta las obligaciones de información de LIFE.
- Preparar el programa informático AVP para su rápida actualización con las estimaciones más recientes de acuerdo con los plazos establecidos.
- Cuando se evalúen los resultados del proyecto y se consideren las revisiones, aplicar buenas prácticas de elicitación para evitar el pensamiento de grupo y los sesgos.
- Acordar cómo pueden y deben comunicarse los retos y fracasos a los socios, a través de los medios sociales y los canales oficiales, con especial referencia a los objetivos de aprendizaje del proyecto.
- Considerar explícitamente las posibles dinámicas por las que los distintos socios, partes interesadas o financiadores pueden reaccionar ante los retos y fracasos.
- Desarrollar una estrategia de comunicación consensuada para explicar la previsible dependencia de la conservación de la especie a medio y largo plazo.

4 PROTOCOLO DE TRANSLOCACIÓN

4.1 Captura

4.1.1 Época

4.1.2 Equipo

4.1.3 Métodos de captura

4.1.4 Toma de datos y determinación de sexo y edad

4.1.5 Exámenes clínicos y pruebas diagnósticas

4.1.6 Separación de individuos para translocación y control

4.2 Transporte

4.2.1 Logística y tiempos

4.2.2 Cajas de transporte

4.3 Liberación

4.3.1 Toma de datos y colocación emisores

4.3.2 Métodos de liberación



4. PROTOCOLO DE TRANSLOCACIÓN

La translocación de individuos de alondra ricotí tendrá lugar en tres fases: (1) Captura, toma de datos y examen clínico (Apdo. 4.1); (2) Transporte (Apdo. 4.2); y (3) Examen previo a la liberación, y Liberación (Apdo. 4.3). La fase de captura está comprendida entre la captura del individuo y su entrada en la caja de cartón para el transporte al lugar de liberación. La fase de transporte está definida entre la anterior y la extracción del ave de la caja en el lugar de liberación. Por último, la fase de liberación discurre entre la anterior y la liberación del individuo.

Para cada individuo, las tres fases se llevarán a cabo en la misma jornada, idealmente en menos de 6 horas y en las primeras horas del día (antes del mediodía). Además de los individuos translocados se capturarán y marcarán con radioemisores, siguiendo la misma metodología, un número similar de individuos 'control' en las poblaciones donantes (Apdo. 4.1.6). Estos individuos serán liberados en el mismo lugar de su captura. Los ejemplares control y translocados serán retenidos durante el mismo tiempo (Apdo. 4.1.6). La información obtenida en las capturas junto con el seguimiento posterior a la liberación permitirá evaluar el estado en el que se encuentran las aves, analizar diferencias en el comportamiento entre áreas donantes y receptoras, así como corregir posibles imprevistos durante las translocaciones.

4.1 Captura

4.1.1 Época

Las capturas para las translocaciones se realizarán entre mediados de diciembre e inicios de marzo, época inmediatamente previa al periodo de máxima actividad reproductora de la especie (Apdo. 1.1). La realización de las translocaciones en este momento puede favorecer el asentamiento de los individuos translocados como se ha demostrado en estudios similares (Brooke et al. 2020).

4.1.2 Equipo

Las capturas serán realizadas por personal especializado en este tipo de actuaciones y amplia experiencia con la especie. Dicho personal deberá estar acreditado con los correspondientes permisos de captura y marcaje de fauna silvestre (Ley 42/2007 del Patrimonio natural y de la Biodiversidad) así como de capacitación en experimentación animal (funciones b, c, d; Orden ECC/566/2015). Para las capturas se requerirá de la participación de al menos 3 personas por equipo. Las funciones son: (1) colocación y revisión de cepos, y extracción de aves capturadas; (2) obtención de datos de los individuos capturados, toma de muestras biológicas e instalación de radioemisores; (3) registro de la información y comprobación del listado de comprobación o *checklist* (Apéndice 1.1). Una de las personas será la encargada de revisar periódicamente los cepos (máximo cada 30 min) para la extracción, recolocación o retirada de los mismos, transportando los individuos capturados en bolsas de tela limpias hasta el lugar de procesamiento situado junto al vehículo. Una segunda persona, anillará,

tomará los datos y muestras biológicas, así como instalará los radioemisores a cada ave. Por último, una tercera persona será la responsable de anotar adecuadamente en las fichas toda la información y revisar el *checklist*. La evaluación sanitaria podrá ser realizada por el personal técnico especializado (persona encargada del anillamiento y toma de datos), si bien se recomienda la asistencia de un veterinario durante las primeras translocaciones para confirmar lo adecuado del procedimiento.

4.1.3 Métodos de captura

Las aves serán capturadas en las áreas donantes mediante el uso de cezos malla (30 x 22 cm) (Pérez-Granados et al. 2022) que pueden ir acompañados de un reclamo sonoro. Estas trampas, inocuas para las aves, son ubicadas en los territorios o áreas de interés previamente identificados y vigiladas permanentemente por el personal encargado. Este método es el más utilizado para la captura de alondra ricotí, aunque la proporción de sexos en las capturas se encuentra muy desbalanceado hacia los machos. Si por motivos logísticos fuera necesario, los cezos podrán ser instalados la tarde anterior dejándose desactivados para evitar la captura de ningún animal, y activándolos a primera hora de la mañana siguiente.

Dada la dificultad para capturar hembras de esta especie usando este método (Vögeli et al. 2007), se podrán emplear alternativamente otras técnicas en el caso de que no se haya logrado capturar el número deseado de hembras durante el periodo de translocaciones. Para ello se realizará un esfuerzo en la búsqueda y detección de nidos durante el día o durante la noche mediante el uso de cámaras térmicas (p.ej. *Pulsar Accodale 2 LRF XP50 Pro Binocular*), una red circular de 60 cm de diámetro, mando de 2,5 m y una linterna de 5000 lumens (Redfern & Clark 2001; Hughes et al. 2021). Una vez localizado el nido, este será georreferenciado para intentar la captura durante el día de los individuos adultos colocando para ello varios cezos (2-3) sin reclamo en las inmediaciones del nido. Las aves capturadas durante el periodo reproductor serán marcadas con radioemisores programables CTx (Lotek Ltd.) para su seguimiento en la población donante y posible translocación antes de la reproducción del siguiente año (Apdo. 5).

Las aves capturadas serán extraídas de la trampa y depositadas momentáneamente en bolsas de algodón (medida estándar ~20 x 25 cm) comúnmente utilizadas en anillamiento científico donde se encuentran en ausencia de luz y en reposo. El equipo de captura trasladará las bolsas con los individuos capturados a la estación de procesado, cercana al coche, para realizar la toma de datos, el examen clínico, la instalación del radioemisor y, si fuera el caso, el transporte. Las bolsas serán utilizadas una única vez por ave y día y desinfectadas adecuadamente antes de ser utilizadas de nuevo para eliminar presencia de parásitos o restos genéticos. En el caso de que las temperaturas sean inferiores a 10-12°C, las aves serán procesadas y retenidas (Apdo. 4.2) en el interior del vehículo, que deberá estar a unos 10-12°C.

4.1.4 Toma de datos y determinación de sexo y edad

Durante el procesado de las aves tras la captura, estas serán sometidas a examen clínico para su incorporación o exclusión del programa de translocaciones (Apdo. 3.3.5). Se obtendrán datos sobre la condición física del ave, muestras biológicas, variables relacionadas con la personalidad del individuo y los posibles efectos derivados de la captura, manejo y transporte. Cada individuo capturado tendrá una ficha de datos ('Ficha Captura'; Apéndice 2.1), en la cual se anotará la información recogida. La secuencia de los procedimientos a realizar en la fase 'captura' se encuentra detallada en el Apéndice 2.1 ('Checklist Protocolo de Translocación'). Los individuos capturados serán manipulados durante el menor tiempo posible.

En el campo, el sexado de los ejemplares se determina a través de una función discriminante, i.e. machos aquellos con longitud alar >97 mm (Vögeli et al. 2007; Suárez 2010). Posteriormente, el sexado se determinará genéticamente a partir de las muestras de sangre recogidas (Apdo. 4.1.5). El datado de los ejemplares se hace atendiendo al estado y coloración del plumaje. En la alondra ricotí, tanto los juveniles como los adultos realizan una muda completa de su plumaje tras el periodo de reproducción, que les hace indistinguibles a partir de ese momento. Por lo tanto, si bien en el periodo reproductor se pueden identificar adultos de edad desconocida (código Euring = 4) y ejemplares nacidos durante el periodo de reproducción del presente año (código Euring = 1 si es en nido o 3 si son volantones), una vez realizada la muda (aproximadamente en el mes de agosto), todos los ejemplares son de edad desconocida (código Euring = 2 hasta final de año calendario y 4 a partir de entonces), sean individuos del año o de mayor edad. Dada la incertidumbre acerca del fenómeno de la dispersión juvenil en esta especie, se ha optado por capturar y translocar en el periodo justo previo al inicio de la reproducción, con objeto de evitar desplazamientos dispersivos de juveniles inadvertidamente capturados.

4.1.5 Exámenes clínicos e instalación de radioemisores

Cada animal capturado será sometido a un examen clínico exhaustivo, junto con una toma de muestras biológicas para la detección de agentes patógenos de interés (según identificados por el DRA; Apdo. 3.3). Los exámenes clínicos y la toma de muestras serán realizadas por un veterinario especialista en el momento de la captura.

Durante el procesado posterior a la captura se tomarán además datos biométricos estándar como longitud del ala, tercera primaria (proporciona información sobre el comportamiento migratorio del individuo), cola y tarso, así como las dimensiones del pico.

El examen clínico incluirá:

- Peso (g).
- Código de grasa subcutánea: código de acumulación de grasa según (Pinilla 2000).
- Código de masa muscular: código de clasificación del músculo pectoral según (Pinilla 2000).
- Actitud/Apariencia general

- Respuesta al manejo: Número de veces que el ave se revuelve e intenta escapar ('sacudidas') durante el primer minuto de procesamiento. Es decir, desde que sale de la bolsa de tela – colector (utilizado para llevar al ave desde el lugar de captura al de procesamiento) hasta cumplido 1 minuto del procesado.
- Presencia de ectoparásitos (ácaros, malófagos, garrapatas).
- Examinación de ojos, orejas, narinas, pico, mucosa oral, mucosa cloacal y zona pericloacal, piel y plumaje, sistema musculoesquelético, auscultación y palpación abdominal.

Los individuos que presenten signos clínicos de enfermedad o no sean evaluados positivamente por el veterinario, no procederán a la siguiente fase de la translocación (transporte a las zonas de liberación). En cada caso, en función del examen clínico y de forma previa a la potencial translocación se decidirá si el individuo es: 1) transportado para translocación; 2) liberado con radioemisor en el lugar de captura (individuo control); 3) liberado en el lugar de captura sin radioemisor; 4) trasladado a Centro de Recuperación autorizado para su rehabilitación; 5) eutanasiado debido al mal estado de salud.

Una vez realizado este examen, el veterinario o técnico con competencias emitirá una decisión de translocación que determinará si se prosigue con la toma de muestras y con la siguiente fase de la translocación. La toma de muestras biológicas consistirá en:

- Heces frescas: se recolectarán heces en el momento en que el animal defeque. Probablemente, el mejor momento sea durante la captura ya que suelen defecar en el momento que son capturados en la trampa siendo fácil la recolección del saco fecal en el suelo. Otra opción es la recogida de heces después del transporte a las zonas de liberación, al sacar el animal de la caja de transporte y revisar esta. Las muestras se utilizarán para análisis de dieta.
- Ectoparásitos: Si se estima necesario se podrán recoger obtener muestras de ácaros, malófagos y/o garrapatas. En el caso de los ácaros y las garrapatas se almacenarán en un *eppendorf* debidamente etiquetado con etanol 99%. Los malófagos pueden ser recolectados mediante la extracción de 2-3 pequeñas plumas corporales y almacenados en un *eppendorf* vacío.
- Sangre: se tomará una muestra correspondiente al 0,05% del peso vivo del animal (50-100µL) vía punción yugular con una aguja de 28G y una jeringa de 1 ml y serán almacenada en etanol 99%. Las muestras se emplearán para la determinación del sexo de cada animal, para estudios genéticos y para la detección de DNA de parásitos hemáticos (*Plasmodium*, *Haemoproteus*, *Lecocytosoon*) mediante PCR.
- Al finalizar la extracción de sangre, en caso de ser necesario, el animal podrá ser tratado con un bolo único de 0,3 ml de suero salino fisiológico administrado de forma subcutánea. Esto ayudaría al animal a reponer los fluidos perdidos durante la extracción de sangre y proporcionará hidratación durante las horas de transporte previo a la liberación.

La metodología empleada para la toma de datos biométricos, muestras biológicas y el examen clínico se encuentra detallada en el Apéndice 2.1. Por último, los individuos seleccionados para translocación o control serán equipados con un radioemisor *Coded* (Apdo. 5.2.1) previamente a ser introducidos en la caja de transporte (Apdo. 4.2.2.).

4.1.6 Selección de individuos para translocación y control

En cuanto se haya completado la selección y toma de datos, los individuos que se hayan determinado aptos para translocación serán clasificados de forma aleatoria para transporte al sitio de destino (individuos “translocados”) o para volver a ser liberados en la zona de origen (individuos “control”). La clasificación se efectuará de forma separada por sexo, para garantizar la liberación de una proporción M:H adecuada en ambos grupos (Apdo. 3.1), con prioridad para el sitio de destino en caso de números dispares o insuficientes. Todos los individuos serán entonces depositados en las cajas de transporte de cartón.

Para minimizar sesgos en el análisis y comparación, es esencial que los protocolos de marcaje con emisores VHF, liberación y seguimiento, explicados en los apartados siguientes, se apliquen de forma idéntica a los dos grupos. Idealmente, se recomienda el protocolo siguiente. Los dos grupos de captura se separan: uno (grupo “translocación”) procede hacia el sitio de destino/liberación, el otro (grupo “control”) sube al vehículo y sigue en movimiento, para volver al sitio de origen. Los dos grupos se coordinan por teléfono, hasta que el grupo “translocación” comunique haber llegado al sitio de destino. Los dos grupos proceden entonces a marcar y liberar los individuos en los respectivos sitios (Apdo. 4.3).

4.2 Transporte

4.2.1 Logística y tiempos

Al ser la alondra ricotí una especie territorial y no gregaria, el transporte individualizado de las aves capturadas es el más indicado para evitar agresiones conespecíficas (Lovegrove & Veitch 1994; Parker 2002; Brooke et al. 2020). Dado que las translocaciones serán realizadas en un corto periodo de tiempo (<6 horas), el diseño del habitáculo para realizar el transporte debe reducir el movimiento natural para minimizar el estrés o el riesgo de lesiones (Sherwin 2004; Gebhardt-Henrich & Steiger 2006). En este sentido los individuos a translocar pueden ser transportados en pequeñas estancias o cajas independientes donde se introducirán tras el procesamiento y obtención de datos (fase ‘captura’) (Withers et al. 2019). Siguiendo el sistema empleado en otros proyectos, estas cajas deben ser individuales, tener buena ventilación y ser opacas a la luz exterior (Bennett 2012; Brooke et al. 2020).

Dada la brevedad del tiempo de transporte, y siguiendo recomendaciones de otros proyectos similares (programa de translocación de la alondra de Raso; P. Geraldés, comunicación personal), no será necesario alimentar a las aves durante el transporte. El tiempo total de viaje previsto desde la captura hasta el destino es de un máximo de 3 horas, con un período adicional máximo de 2-2,5 horas antes de la salida, ya que se procesan todas las aves en origen y se les colocan los transmisores, además de un período máximo de 0,5 horas en el momento de la liberación. En caso de retraso superior a 6 horas, las cajas deben abrirse para proporcionar comida en forma de larvas de Tenebrionidae, utilizadas para cebar los cepos de captura. Al llegar al lugar de destino, las cajas de transporte se descargarán del vehículo y se llevarán al lugar de liberación.

Durante el transporte o posteriormente a este, se deberán registrar debidamente los datos contenidos en la 'Ficha liberación' (p.ej. heces, plumas; Apéndice 2.1). Para reducir posibles efectos derivados de las diferencias en las temperaturas entre los sitios de captura, transporte (vehículo) y liberación, esta será medida en los tres lugares usando un termómetro digital. De este modo se evitarán, i) cambios bruscos de temperatura durante el transporte; y ii) retención y transporte de los animales con bajas temperaturas. Para ello se mantendrá una temperatura confortable dentro del vehículo en torno a los 15°C.

4.2.2 Cajas de transporte

Todas las aves seleccionadas para el transporte, ya sea al lugar de translocación o como individuos control que serán liberados de nuevo en el lugar de origen, se transportarán en coche al lugar de destino utilizando una caja de transporte al efecto (caja de cartón, tamaño: 12,5 x 10 x 8 cm; Figura 4.1). Los individuos quedan libres dentro de la caja. Para evitar que las patas resbalen en el suelo de cartón e incrementar el bienestar animal, el suelo de la caja se forrará con una lámina de "goma eva". Las cajas de cartón con las aves se transportarán a su vez en el interior de otra caja de plástico más grande (seis cajas de cartón por cada caja de plástico), evitando el libre movimiento entre ellas. Para ello, el suelo de la caja de plástico quedará recubierto con una plancha de poliestireno de alta densidad con diferentes agujeros con las medidas exactas de las cajas de cartón (Figura 4.1). El grosor de la plancha de poliestireno no debe tapar los orificios de ventilación (Figura 4.1). Por último, la caja de plástico que contiene las cajas de cartón con las aves se cubrirá con una malla de sombreo que reduce la entrada de luz, pero no la ventilación. La caja deberá ser transportada siempre por dos personas, de forma que cada una tenga una mano libre para evitar caídas que puedan dañar o aplastar a las aves. La caja de plástico se colocará en la zona de pasajeros del vehículo o en un compartimento visible del maletero, adecuadamente inmovilizada, para permitir supervisión durante el viaje. Deberá prestarse especial atención a las condiciones meteorológicas, ya que las aves pueden sufrir sobrecalentamiento en el interior de las cajas.



Figura 4.1. Cajas de transporte de cartón contenidas en la caja de plástico donde están inmovilizadas gracias a una base de poliestireno de alta densidad de 2cm de grosor. Las cajas de cartón presentan cinco orificios de 15 mm de diámetro en uno de sus laterales, así como el suelo revestido con una lámina de goma eva para evitar que las aves resbalen en el cartón. Todo el conjunto es cubierto con una malla de sombreado que reduce la entrada de luz en las cajas a la par que mantiene la ventilación.

4.3 Liberación

4.3.1 Toma de datos y examen previo

En el sitio de liberación se procederá a la extracción de las aves una a una tomando las debidas precauciones para evitar un escape no deseado. Cada animal será nuevamente examinado para detectar signos de enfermedad o estrés (Apdo. 4.1.5). Una vez realizado este examen, se emitirá una decisión de translocación que determinará si el animal es: (1) liberado en localidad destino con radioemisor; (2) liberado en localidad destino sin radioemisor; (3) traslado a Centro de Recuperación; o (4) eutanasiado debido al mal estado de salud. En caso de decisión positiva de traslocación, se procederá a la liberación a la vez que se van cumplimentando los datos de la ‘Ficha Liberación’ de acuerdo con el *checklist* diseñado (ver Apéndice 2.1). El radioemisor, que habrá sido activado a la hora acordada para su correcta programación (Apdo. 5.2.1), será chequeado para verificar su adecuado funcionamiento antes de liberar al ave. Si el animal debe ser eutanasiado, se conservará adecuadamente para el traslado y posterior necropsia en el IREC-CSIC, con objeto de determinar las causas de su estado crítico de salud.

4.3.2 Métodos de liberación

Por último, el técnico liberará al animal mediante suelta ‘dura’ o *hard release*. Para ello depositará al ave en el suelo y se retirará lentamente hacia atrás observando el comportamiento del animal para poder registrar, junto con el resto del equipo, el tiempo de inmovilidad tónica, la distancia de escape o cualquier otro aspecto relevante. Todas las aves serán liberadas en el mismo punto de liberación de forma sucesiva, no simultánea.

De forma óptima, las aves serán liberadas a primeras horas de la mañana o la tarde y con buenas condiciones meteorológicas. Para ello se consultará previamente la previsión meteorológica. Una suelta a primera hora de la mañana proporciona a las aves muchas horas de luz para encontrar comida y refugio antes del anochecer. Durante la suelta, cualquier otra persona no implicada directamente en la liberación deberá situarse a una distancia mínima de 20 m. Durante todo el proceso de liberación, al igual que en el de captura y transporte, se procurará realizar el menor ruido posible para reducir el estrés de las aves.

5 SEGUIMIENTO

5.1 Objetivos

5.2 Métodos de seguimiento

5.2.1 Emisores

5.2.2 Estación de radio telemetría automática



5. SEGUIMIENTO

5.1 Objetivos

El seguimiento posterior a la liberación es clave para medir el tiempo de permanencia de los individuos en la zona de destino y, por tanto, el éxito de las translocaciones. Sin este seguimiento no es posible evaluar el resultado de las translocaciones para futuros proyectos de conservación (Parker et al. 2013). Además, un seguimiento adecuado permite estimar tasas de supervivencia de los individuos translocados y calcular o mejorar los parámetros de viabilidad poblacional.

El seguimiento debe guardar relación con los objetivos operativos de la propuesta de translocación. El diseño del seguimiento post-liberación debe ajustarse a las preguntas a las que se intenta dar respuesta y al uso posterior que se pretende dar a los datos. El seguimiento es necesario porque hay muchas incertidumbres sobre la translocación. Por ejemplo, es probable que el seguimiento sea más valioso si no se sabe con certeza si el hábitat del lugar de liberación está demasiado conectado con el hábitat adyacente no gestionado, si la presión de las amenazas es demasiado alta en el lugar de liberación o si la idoneidad del hábitat no está clara. El seguimiento posterior a la liberación puede utilizarse para determinar dónde han fracasado las translocaciones, si un planteamiento de gestión diferente evitaría el fracaso en caso de que la especie volviera a ser translocada al mismo lugar y, en caso contrario, la viabilidad de futuras translocaciones. Por ejemplo, si el seguimiento muestra que sólo hay machos, puede haber un problema de dispersión o depredación; o si hay parejas y se reproducen, pero todas las crías han desaparecido, es probable que haya un problema con el reclutamiento de juveniles.

Hay dos aspectos que ofrecen alta incertidumbre en las translocaciones:

Anclaje. El primer elemento de incertidumbre se refiere al asentamiento/movimiento de las aves tras la liberación.

→ *¿Permanecerán las aves translocadas en la zona de liberación o intentarán volver a la zona origen o dispersarse?*

Por lo que se conoce, aunque la alondra ricotí tiende a permanecer en sus áreas de reproducción durante todo el ciclo anual, hay observaciones fuera del periodo reproductivo que parecen indicar movimientos fuera del período de cría. Esto podría suponer que, de forma natural, los individuos translocados hicieran movimientos fuera de la zona de liberación y no fuera un movimiento a causa de la translocación *per se*. Para controlar este factor, se marcarán con emisor VHF *Coded* individuos de la zona origen que no serán translocados y se podrá ver si hacen movimientos fuera de la zona de marcaje.

→ *¿Hay métodos para mejorar el éxito del anclaje?*

Estos métodos pueden incluir esfuerzos ligeros (por ejemplo, alimentación y reproducción) y fuertes (por ejemplo, liberación suave con aviarios). Dado el reducido número de aves disponibles, la translocación se llevará a cabo inicialmente mediante un enfoque de gestión adaptativa pasiva (Runge 2011), por el que se empleará el método considerado más eficaz a priori (suelta fuerte), se supervisarán los resultados y se modificará la gestión en caso necesario.

Supervivencia y persistencia. La segunda incertidumbre clave se refiere a las tendencias demográficas tras la liberación.

→ *¿Los individuos liberados sobreviven y se reproducen lo suficiente como para que la población pueda crecer?*

Se recopilará información sobre la supervivencia mediante el seguimiento de los individuos radiomarcados, tanto en las zonas de translocación como en los lugares control (véanse los apartados siguientes). Se tratará de localizar la existencia de reproducción asociada a estos individuos mediante la búsqueda nocturna y localización de nidos. Los resultados deberán compararse con las estimaciones de supervivencia y fecundidad utilizadas en las proyecciones del AVP (Apdo. 3.1 y 3.5), así como con las obtenidas en las zonas control. Estas comparaciones cruzadas ayudarán a determinar la idoneidad del hábitat en los lugares de liberación y las técnicas de translocación. Al analizar y evaluar los datos deberá tenerse en cuenta que en la mayoría de las translocaciones de conservación cabe esperar un nivel de mortalidad adicional en la fase inmediatamente posterior a la liberación (Panfylova et al. 2016; Armstrong et al. 2017).

5.2 Métodos de seguimiento

Debido a que la alondra ricotí es una especie escasa y con un comportamiento esquivo, el método de seguimiento no puede estar basado en observaciones. Su detectabilidad fuera del período de cría es muy baja, y su actividad de canto se concentra principalmente en la primera hora antes del amanecer. Esta baja detectabilidad unida a las pocas recapturas de individuos anillados, y a su ligero peso, restringe las metodologías a emplear siendo el seguimiento remoto mediante radio telemetría la más indicada.

Este método consiste en el marcaje de las aves con radioemisores VHF codificados *Coded*, y en la instalación de estaciones fijas automáticas de recepción de la señal. De forma paralela se emplearán receptores manuales (móviles) para detectar los individuos (translocados o control) que se alejan de la zona de recepción de las estaciones fijas. Los pasos a seguir en este protocolo de seguimiento post-liberación se muestran en el Apéndice 1.2.

5.2.1 Emisores

Los ejemplares capturados serán marcados de forma individualizada con una anilla metálica y con emisores de radiofrecuencia VHF (*Very High Frequency*), ya que el pequeño peso de esta especie no permite aún el uso de los GPS-GSM disponibles en el mercado. El peso medio de la alondra ricotí es de 35 g por lo que los radioemisores utilizados no podrán superar el 3% del peso del ave (Kenward 2000). El arnés empleado para la instalación del VHF será un arnés pectoral de 1 mm de grosor compuesto por nylon+teflon (ver Williamson y Witt 2021 para más detalles). Las medidas del arnés serán adaptadas para cada individuo de acuerdo con su tamaño corporal.

Se emplearán dos tipos de emisores VHF de acuerdo con la época del año y/o el sexo del individuo. Por un lado, los emisores VHF codificados *Coded* (NTQB2-4-2 *Coded nanotag* de 0.9 g; Lotek Wireless Inc., Canadá) serán los utilizados para las translocaciones, que se realizarán entre mediados de diciembre e inicios de marzo. Estos dispositivos, a diferencia de los clásicos VHF o *Beeper*, emiten todos a la misma frecuencia, pero con distinto pulso, y tienen una durabilidad mucho mayor que los emisores clásicos tipo *Beeper*, lo cual los hace especialmente adecuados para los objetivos que se marcan en el presente proyecto. Para alargar aún más la vida útil de la batería de los *Coded* y ajustarse al cronograma, estos se programarán con una frecuencia de señal cada 13 segundos y estarán emitiendo señal durante 12h al día, en horario de máxima actividad de vuelo de la especie (aproximadamente una hora antes del amanecer). Esto condiciona el horario de activación de los dispositivos *Coded* de acuerdo con la época del año debido a la diferencia horaria del amanecer entre el periodo de translocación y el reproductor. Para tener activos los *Coded* en el periodo reproductor durante las horas de mayor actividad de la especie (3:30 a 15:30) estos deberán ser activados durante las translocaciones para el periodo 2:30 a 14:30 h. De este modo la vida útil estimada de los emisores *Coded* será de 721 días y podrá proporcionar un amplio periodo de seguimiento de las translocaciones e individuos control.

Dada la dificultad para la captura de esta especie, especialmente las hembras, en caso de ser necesario se podrán marcar individuos durante el periodo reproductor (Apdo. 4.1.3), con objeto de ser detectados (y translocados) durante el siguiente periodo de translocaciones del siguiente año, antes del inicio del nuevo periodo reproductor. Para ello estos ejemplares, principalmente capturados gracias a la localización de los nidos (Apdo. 4.1.3) serán equipados con radio-emisores CTx *Connectivity* VHF *Beeper* Tag (Lotek Wireless Inc., Canadá), usando el mismo tipo de arnés pectoral.

Este dispositivo consiste en un emisor VHF *Beeper* convencional con la opción de ser programado para emitir los días deseados (ver Apéndice 2.5.). De este modo la batería del dispositivo podrá alcanzar una vida útil de al menos 1 año. Esto permitirá el marcaje de individuos durante el periodo reproductor, principalmente hembras no capturadas previamente, para poder recapturarlas y translocarlas fuera del periodo de cría (al siguiente año calendario). Una vez recapturadas se les cambiará el emisor, instalándoles el emisor *Coded* con el procedimiento anteriormente indicado. Para el seguimiento de las aves marcadas con radioemisores CTx se utilizará un receptor portátil multifrecuencia unido a una antena *Yaggi* plegable de 3 elementos aunque, si fuera necesario, las estaciones de radio telemetría automática (Apdo. 5.2.2) podrían ser adaptadas a estos dispositivos.

5.2.2 Estación de radio telemetría automática

En cada área de translocación y en las zonas de origen, se instalará una estación de radio fija automática (Figura 5.1; Apéndice 2.2). Esta deberá ubicarse en un punto central y elevado del área para facilitar la recepción de la señal de los *Coded*. Para la selección de estos puntos se tendrá en cuenta el comportamiento de canto de la alondra ricotí, que puede realizarse en vuelo hasta una altura de 100-150 m, lo cual facilita la detección de la señal. Sin embargo, es necesario que la antena también alcance a detectar los emisores cuando se encuentren en el suelo o entre matorrales, situación está especialmente frecuente en hembras reproductoras. Por este motivo la estación no se deberá instalar en un punto excesivamente elevado sobre la media de altura de la zona. Las pruebas previas realizadas muestran alta capacidad de detección de las antenas a distancias superiores a 2 km cuando el *Coded* se encuentra en altura (Navalpotro et al. *en prep.*). Si la zona de liberación es muy grande se recomienda la instalación de varias estaciones.

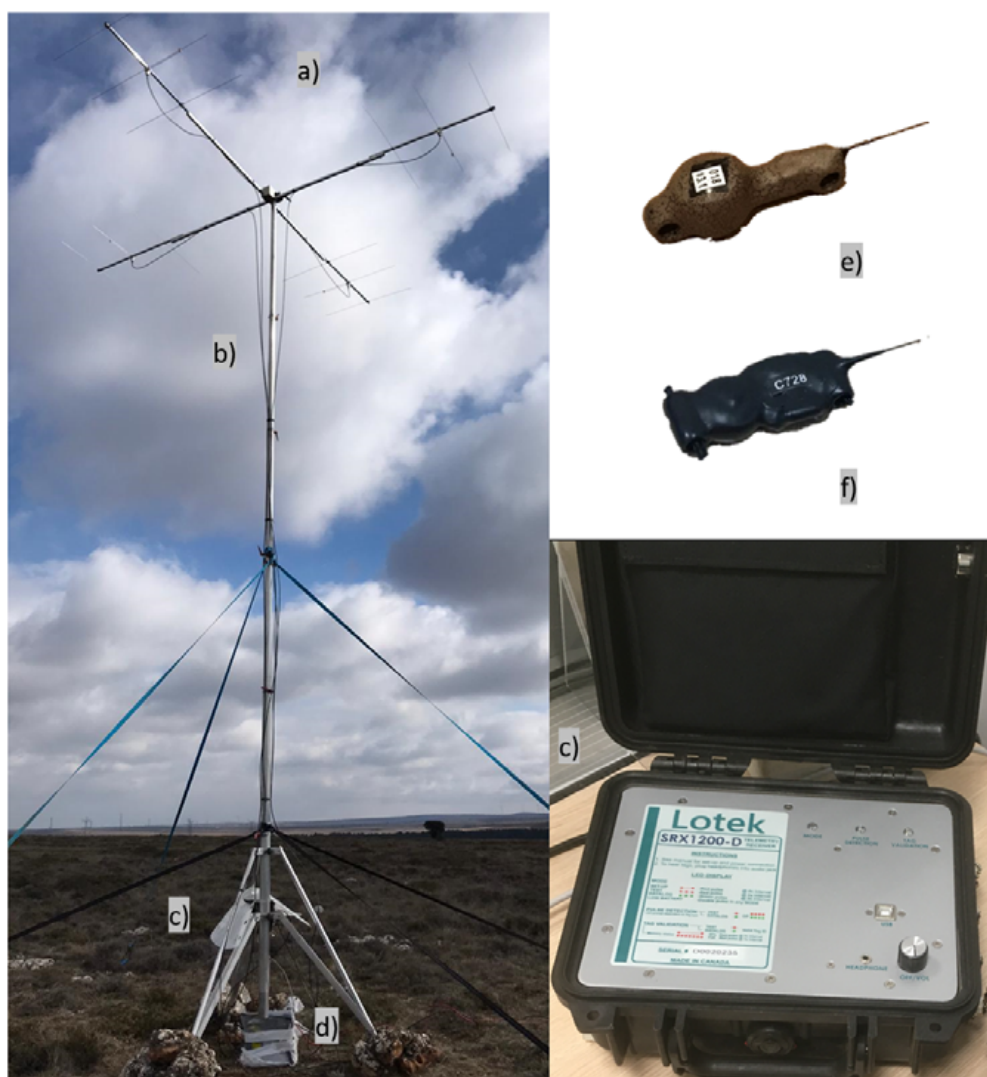


Figura 5.1. Componentes de una estación de radio seguimiento: a) cuatro antenas Yaggi de tres elementos; b) cables coaxiales; c) receptor SRX-1200D; d) batería; e) emisor *Nanotag* NTQB2-4-2 de 0.9 gramos.

Cada estación está compuesta de un receptor, cuatro antenas *Yaggi* de 3 elementos (programadas con una frecuencia central de 150.100 MHz), cuatro cables coaxiales y una fuente de alimentación (Figura 5.1). Los receptores óptimos para este tipo de seguimiento son los SRX1200-D de Lotek (Lotek Wireless Inc., Canadá), que descodifican directamente los ID de los emisores codificados, generando una base de datos de las detecciones. Las antenas van ancladas al mástil de mínimo 6 metros de altura colocadas al mismo nivel y a 90 grados de separación. Cada receptor se conecta a una batería de 12V para alimentar al sistema y una placa solar para dar autonomía a la batería durante 2 semanas. Cada receptor tiene conexión a un Módem con una tarjeta de datos móvil para poder conectarse remotamente.

5.3 Seguimiento

5.3.1 Seguimiento dentro de la zona de estudio

El seguimiento post-liberación se llevará a cabo de forma automatizada mediante las estaciones de radio telemetría automática. Estas están compuestas por un sistema de recepción fija capaz de recibir automáticamente los datos de los emisores colocados en cada individuo. Estos receptores guardarán un archivo de datos básicos (número del emisor, la fecha y la hora de emisión, la antena donde se ha recibido, y la intensidad de la señal) que serán enviados remotamente a través de un router con wifi a un ordenador.

Periódicamente se visitarán las estaciones para evaluar su correcta instalación y funcionamiento y realizar el correspondiente cambio de baterías, si fuera necesario. Todas las modificaciones de *settings*, reparaciones, cambios de batería y visitas de funcionamiento se anotarán en la ‘Ficha de revisión de la estación y descarga de datos’ (Apéndice 2.3). En cada visita, es deseable detectar los individuos mediante el receptor manual portátil (Lotek SRX-1200M; Lotek Wireless Inc, Canadá) para poder verificar el correcto registro de los datos de la estación. Los receptores manuales tienen la opción de guardar 120 segundos seguidos cuando se activa la función *Quick Record*. Esta orden creará un archivo con los registros de los dispositivos que se hayan detectado durante la búsqueda. En caso de no haber detectado nada, el archivo creado estará vacío. Los receptores manuales tienen la opción de grabar el punto GPS desde donde se está haciendo la búsqueda.

La base de datos de todos los receptores se irá revisando cada tres días para comprobar que los individuos permanecen en la zona de liberación. Además de los ficheros guardados en el receptor, se anotarán en la ‘Ficha de seguimiento manual de los individuos marcados’ (ver Apéndice 2.4) los individuos que se hayan detectado, y el tiempo de búsqueda en cada visita.

5.3.2 Seguimiento fuera de la zona de estudio

En caso de no detectarse individuos radiomarcados mediante el registro automático de las estaciones o durante las visitas, se realizarán búsquedas intensivas en los alrededores del área de translocación o de la población fuente (para el caso de los individuos control o individuos potencialmente retornados). Esta se llevará a cabo desde vehículo y realizará recorridos con paradas periódicas por zonas de hábitat potencialmente adecuado, cartografiadas en dos sectores de 10 y 20 km de radio respecto de la estación de seguimiento (ver ejemplo en la Figura 5.2). La búsqueda comenzará en el punto más cercano a la estación fija de seguimiento y se irá ampliando el radio, alejándose progresivamente de ese punto, hasta cubrir la primera área de 10 km. El horario de búsqueda será desde una hora antes del amanecer (momento en el que los individuos están más activos), hasta que el emisor deje de emitir señal, 12 horas después.

Para realizar esta búsqueda se utilizará un receptor manual conectado a una antena unidireccional, colocada en una pértiga de cuatro metros, que irá anclada al capó del coche. En cada parada se realizará un giro de 360° con la pértiga para que el receptor cubra el área entera.

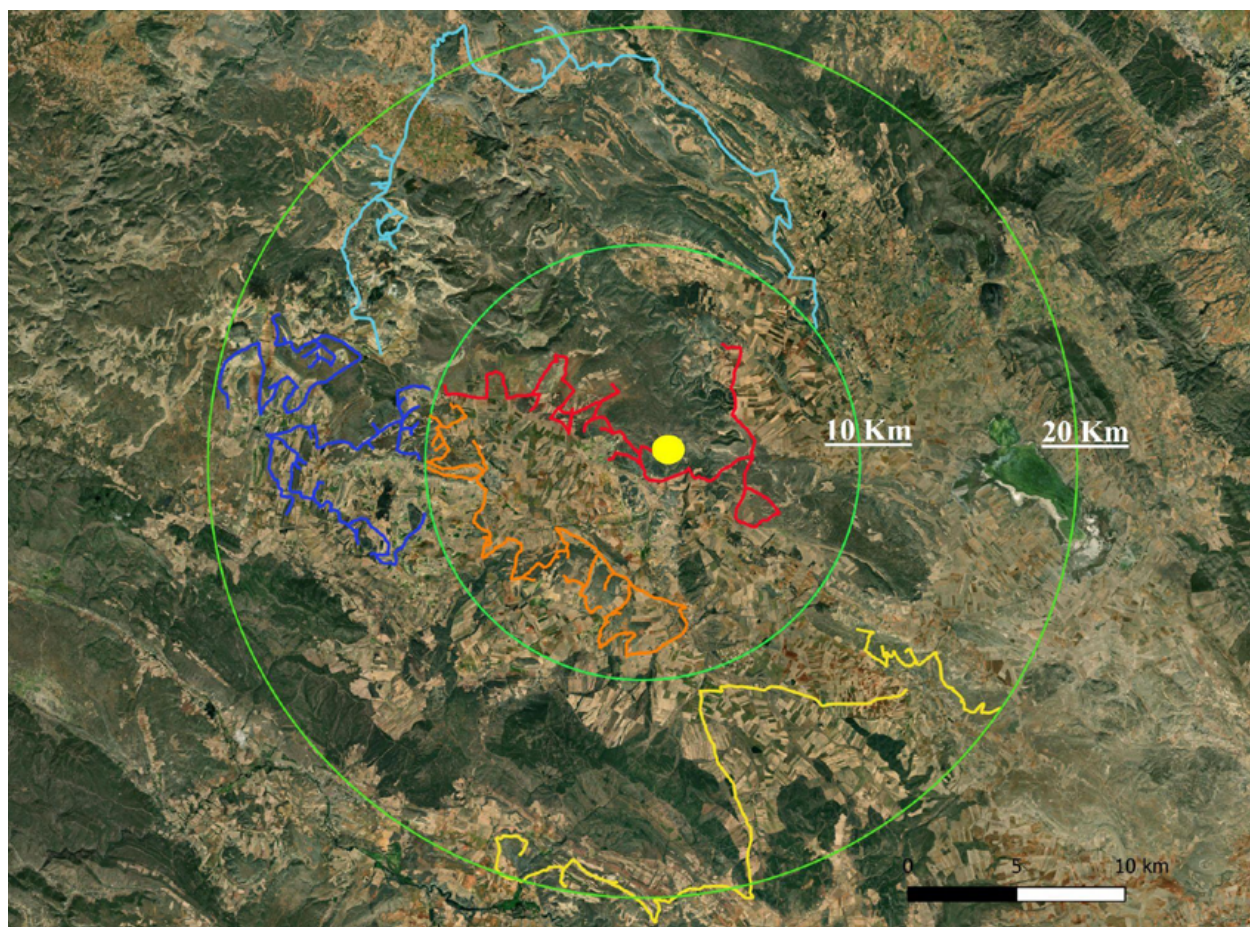


Figura 5.2. Mapa de rescate preparado para la localidad de Embid. Los dos radios verdes representan las áreas de búsqueda de 10 y 20 km. El punto amarillo corresponde con la localización de la estación fija de seguimiento. Las líneas de colores representan los transectos de seguimiento.

El receptor manual para la detección de individuos fuera del rango de detección de los receptores fijos será un receptor Lotek SRX-1200M (Lotek Wireless Inc, Canadá) con una antena portátil. Este receptor funciona con baterías recargables de tipo “C” y dispone de un modo que permite la recogida continua y la recopilación autónoma de datos durante la operación de autoescaneo. Para la mejor recogida de datos se pueden aplicar filtros de eco y de amplitud de pulso y ajustar la ganancia para recibir la máxima señal sin recopilar ruido. Dado que todos los emisores *Coded* tienen la misma frecuencia, el receptor escanea en bucle el mismo canal. Durante la búsqueda y escaneo con el receptor manual, se tiene que registrar la localización GPS en cada momento, generando una ruta o *track*, que después se pueda relacionar con los datos recopilados. Se ha creado una ‘Ficha de seguimiento manual de los individuos marcados’ (ver Apéndice 2.4), que permitirá apuntar las zonas y el tiempo dedicado en cada transecto de los individuos marcados.

En caso de que la búsqueda manual desde tierra, en distintos sitios no sea suficiente, se dejará el receptor portátil en una zona elevada con hábitat óptimo durante unos días para intentar detectar algún individuo que durante la primera búsqueda no haya sido localizado. Estas estaciones de radio seguimiento serán portátiles y las antenas y el mástil de 6 metros estarán sujetos a un trípode plegable y a 4 antenas sujetas a la máxima altura. Otra técnica que se podrá usar en caso de pérdida de emisores será el uso de un dron para elevar un receptor de radio tipo SensorGnome y poder detectar desde mayor altura (30-50 m). En los tests realizados para encontrar el mejor método de seguimiento (Navalpotro et al. *en prep.*), se observó que según se incrementa la altura de recepción, la distancia de detección aumenta. Este seguimiento se hará durante 10 minutos en cada punto y en diferentes puntos cada vez más alejados de la zona de marcaje.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Armstrong, D.P., Le Coeur, C., Thorne, J.M., Panfylova, J., Lovegrove, T.G., Frost, P.G. & Ewen, J.G. (2017). Using Bayesian mark-recapture modelling to quantify the strength and duration of post-release effects in reintroduced populations. *Biological Conservation*, 215, 39–45
- Barrero, A., Cortés Caballero, B., Reverter, M., Gómez-Catasús, J., Bustillo-de la Rosa, D., Zurdo, J., Pérez-Granados, C. & Traba, J. (2023) Exploring nest features and nesting niche segregation in five steppe passerines. *Ardeola*, 70(2), 201-224
- Benayas, J.M.R., Newton, A.C., Diaz, A. & Bullock, J.M. (2009). Enhancement of biodiversity and ecosystem services by ecological restoration: a meta-analysis. *Science*, 325, 1121–1124
- Bennett, V.A. (2012). *Return of the Fauna: Brown Treecreeper Reintroduction in Eucalypt Woodland* (Doctoral Thesis, Australian National University)
- Bertuol-Garcia, D., Morsello, C., N. El-Hani, C. & Pardini, R. (2018). A conceptual framework for understanding the perspectives on the causes of the science–practice gap in ecology and conservation. *Biological Reviews*, 93, 1032–1055
- Blackburn, T.M., Essl, F., Evans, T., Hulme, P.E., Jeschke, J.M., Kühn, I., Kumschick, S., Marková, Z., Mru-gała, A. & Nentwig, W. (2014). A unified classification of alien species based on the magnitude of their environmental impacts. *PLoS biology*, 12, e1001850
- Bobadilla Suarez, M., Ewen, J.G., Groombridge, J.J., Beckmann, K., Shotton, J., Masters, N., Hopkins, T. & Sainsbury, A.W. (2017). Using qualitative Disease Risk Analysis for herpetofauna conservation translocations transgressing ecological and geographical barriers. *EcoHealth*, 14, 47–60
- Bota, G., Giralt, D. & Guixé, D. (2016). La alondra ricotí en Cataluña: evolución histórica de una población en el límite del área de distribución. In: *II Workshop Grupo de Expertos en la Alondra ricotí*.
- Brooke, M., Gregory, L., Geraldès, P., Castelló, L., Donald, P.F., Melo, T. & Bores, J. (2020). Lessons and surprises from an inter-island re-introduction of the critically endangered Raso lark *Alauda razae* of Cape Verde. *Parks*, 26, 47–58
- Bustillo-de la Rosa, D., Traba, J., Calero-Riestra, M., Morales, M.B., Barrero, A., Viñuela, J., Pérez-Granados, C., Gómez-Catasús, J., Oñate, J.J. & Reverter, M. (2022). Recent changes in genetic diversity, structure, and gene flow in a passerine experiencing a rapid population decline, the Dupont's Lark (*Chersophilus duponti*). *Diversity*, 14, 1120
- Canessa, S., Guillera-Aroita, G., Lahoz-Monfort, J.J., Southwell, D.M., Armstrong, D.P., Chadès, I., Lacy, R.C. & Converse, S.J. (2016). Adaptive management for improving species conservation across the captive-wild spectrum. *Biological Conservation*, 199, 123–131
- García-Antón, A. & Traba, J. (2021) Population viability analysis of the endangered Dupont's Lark *Chersophilus duponti* in Spain. *Scientific Reports*, 11: 19947
- García-Antón, A., Garza, V. & Traba, J. (2021). Connectivity in Spanish metapopulation of Dupont's lark may be maintained by dispersal over medium-distance range and stepping stones. *PeerJ*, 9, e11925
- García-Antón, A., Garza, V., Hernandez Justribo, J. & Traba, J. (2019). Factors affecting Dupont's lark distribution and range regression in Spain. *PLoS one*, 14, e0211549

- Garza, V. & Suárez, F. (1988). La alondra de Dupont en España. *Unpublished Report. Sociedad Española de Ornitología/BirdLife, Madrid, Spain*
- Garza, V. & Suárez, F. (1990). Distribución, población y selección de hábitat de la Alondra de Dupont (*Chersophilus duponti*) en la Península Ibérica. *Ardeola*, 37, 3–12
- Garza, V. & Suárez, F. (2010). Selección de hábitat a escala de paisaje y microhábitat en Soria utilizando individuos radio-marcados. In: *La alondra ricotí (Chersophilus duponti)* (ed. Suárez, F.). Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid
- Garza, V., Gómez-Catasús, J. & Traba, J. (2018). Seguimiento de las poblaciones de la Alondra Ricotí (*Chersophilus duponti*) del entorno de Medinaceli (Soria). Censo y distribución en 2017
- Garza, V., Traba, J. & Suárez, F. (2003). Is the European population of Dupont's Lark *Chersophilus duponti* adequately estimated? *Bird Study*, 50, 309–311
- Gebhardt-Henrich, S.G. & Steiger, A. (2006). Effects of aviary and box sizes on body mass and behaviour of domesticated budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *Animal Welfare*, 15, 353–358
- Geen, G.R., Robinson, R.A. & Baillie, S.R. (2019). Effects of tracking devices on individual birds—a review of the evidence. *Journal of Avian Biology*, 50
- Gibbons, J.M., Nicholson, E., Milner-Gulland, E.J. & Jones, J.P. (2011). Should payments for biodiversity conservation be based on action or results? *Journal of Applied Ecology*, 48, 1218–1226
- Gómez-Catasús, J., Garza, V., Morales, M.B. & Traba, J. (2019). Hierarchical habitat-use by an endangered steppe bird in fragmented landscapes is associated with large connected patches and high food availability. *Scientific Reports*, 9, 1–12
- Gómez-Catasús, J., Pérez-Granados, C., Barrero, A., Bota, G., Giral, D., López-Iborra, G.M., Serrano, D. & Traba, J. (2018). European population trends and current conservation status of an endangered steppe-bird species: the Dupont's lark *Chersophilus duponti*. *PeerJ*, 6:e5627
- Gómez-Catasús, J.; Reverter, M.; Bustillo-de la Rosa, D.; Barrero, A.; Pérez-Granados, C.; Zurdo, J. & Traba, J. (2023) Moderate sheep grazing increases arthropod biomass and habitat use by steppe birds. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 354: 108556
- Hanski, I. (1998). Metapopulation dynamics. *Nature*, 396, 41–49
- Harrington, L.A., Lloyd, N. & Moehrensclager, A. (2022). Animal welfare, Animal rights, and conservation translocations: moving forward in the face of ethical dilemmas. In: *Conservation Translocations*. Cambridge University Press
- Harvey, A.M., Beausoleil, N.J., Ramp, D. & Mellor, D.J. (2020). A ten-stage protocol for assessing the welfare of individual non-captive wild animals: Free-roaming horses (*Equus ferus caballus*) as an example. *Animals*, 10, 148
- Herranz, J., Manrique, J., Yanes, M. & Suárez, F. (1994). The breeding biology of Dupont's lark, *Chersophilus duponti*, in Europe. *Avocetta*, 18, 141–146
- Herranz, J., Yanes, M. & Suárez, F. (1993). Primeros datos sobre la dieta de pollos de alondra de Dupont, *Chersophilus duponti*, en la Península Ibérica. *Ardeola*, 40, 77–79
- Hughes, M., Hopwood, P., Dolan, M. & Dolan, B. (2021). Applications of thermal imaging for bird surveys: examples from the field. *Ringing & Migration*, 36, 78–81

- Íñigo, A., Garza, V., Tella, J.L., Laiolo, P., Suárez, F. & Barov, B. (2008). Action plan for the Dupont's Lark *Chersophilus duponti* in the European Union. *SEO/Birdlife—BirdLife International—Comisión Europea*
- IUCN. (2013). *Guidelines for Reintroductions and Other Conservation Translocations*. IUCN Species Survival Commission, Gland, Switzerland
- IUCN. (2022). The IUCN Red List of Threatened Species. Version 2022-2
- Jakob-Hoff, R.M., MacDiarmid, S.C., Lees, C., Miller, P.S., Travis, D. & Kock, R. (2014). Manual of procedures for wildlife disease risk analysis. *Published in association with the International Union for Conservation of Nature and the Species Survival Commission*, 1, 160
- Kenward, R.E. (2000). *A manual for wildlife radio tagging*. Academic press
- Lacy, R.C. & Pollak, J.P. (2014). *Vortex: a stochastic simulation of the extinction process. Version 10.0*. Chicago Zoological Society, Brookfield IL
- Lovegrove, T.G. & Veitch, C.R. (1994). Translocating wild forest birds. *Ecological Management*, 2, 23–35
- Martínez-Valderrama, J., Sanjuán, M.E., del Barrio, G., Guirado, E., Ruiz, A. & Maestre, F.T. (2021). Mediterranean landscape re-greening at the expense of South American agricultural expansion. *Land*, 10, 204
- Méndez, M., Tella, J.L. & Godoy, J.A. (2011). Restricted gene flow and genetic drift in recently fragmented populations of an endangered steppe bird. *Biological Conservation*, 144, 2615–2622
- Naef-Daenzer, B. (2007). An allometric function to fit leg-loop harnesses to terrestrial birds. *Journal of Avian Biology*, 38, 404–407
- Nogues-Bravo, D. & Agirre, A. (2006). Modelling the spatial location of Dupont Lark *Chersophilus duponti* during the breeding session in the Ablitas Natura Network area (Navarra). *Ardeola*, 53, 55–68
- Panfylova, J., Bemelmans, E., Devine, C., Frost, P. & Armstrong, D. (2016). Post-release effects on reintroduced populations of hihi. *The Journal of Wildlife Management*, 80, 970–977
- Parker, K.A. (2002). *Ecology and Management of North Island Fernbird (Bowdleria punctata vealeae)*. University of Auckland, Auckland, New Zealand
- Parker, K.A. (2008). Translocations: providing outcomes for wildlife, resource managers, scientists, and the human community. *Restoration Ecology*, 16, 204–209
- Parker, K.A., Ewen, J.G., Seddon, P.J. & Armstrong, D.P. (2013). Post-release monitoring of bird translocations: why is it important and how do we do it. *Notornis*, 60, 85–92
- Pérez-Granados, C. & López-Iborra, G.M. (2014). ¿Por qué la alondra ricotí debe catalogarse como 'En peligro de extinción'? *Quercus*, 337, 18–25
- Pérez-Granados, C. & López-Iborra, G.M. (2022). The conservation research–practice gap: a case study of a threatened bird. *Oryx*, 56, 241–248
- Pérez-Granados, C., Bota, G., Gómez-Catasús, J., Pla, M., Barrero, A., Sáez-Gómez, P., Reverter, M., López-Iborra, G.M., Giralt, D., Bustillo-de la Rosa, D., Zurdo, J. & Traba, J. (2023). Short-term impact of an extreme weather event on a specialist threatened bird. *Bird Conservation International*
- Pérez-Granados, C., López-Iborra, G.M., Garza, V. & Traba, J. (2017). Breeding biology of the endangered Dupont's Lark *Chersophilus duponti* in two separate Spanish shrub-steppes. *Bird Study*, 64, 328–338

- Pérez-Granados, C., Osiejuk, T. & López-Iborra, G.M. (2016). Habitat fragmentation effects and variations in repertoire size and degree of song sharing among close Dupont's lark *Chersophilus duponti* populations. *Journal of Ornithology*, 157, 471–482
- Pérez-Granados, C., Sáez-Gómez, P. & López-Iborra, G.M. (2022). Breeding dispersal movements of Dupont's Lark *Chersophilus duponti* in fragmented landscape. *Bird Conservation International*, 32, 53–63
- Pinilla, J. (2000). *Manual para el anillamiento científico de aves*. SEO/BirdLife y DGCN-MIMAM, Madrid
- Rappole, J.H. & Tipton, A.R. (1991). New harness design for attachment of radio transmitters to small passerines. *Journal of Field Ornithology*, 62, 335–337
- Redfern, C.P. & Clark, J.A. (2001). *Ringers' manual*. British Trust for Ornithology
- Rideout, B.A., Sainsbury, A.W. & Hudson, P.J. (2017). Which parasites should we be most concerned about in wildlife translocations? *Ecohealth*, 14, 42–46
- Ruiz-Miranda, C.R., Vilchis, L.I. & Swaisgood, R.R. (2020). Exit strategies for wildlife conservation: Why they are rare and why every institution needs one. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 18, 203–210
- Runge, M.C. (2011). An introduction to adaptive management for threatened and endangered species. *Journal of Fish and Wildlife Management*, 2, 220–233
- Saez-Gomez, P., Perez-Granados, C. & Lopez-Iborra, G.M. (2021). *Estudios aplicados a la conservación de las poblaciones de alondra ricotí (Chersophilus duponti) en el entorno del municipio de Vallanca (Valencia)*
- Sainsbury, A.W. & Vaughan-Higgins, R.J. (2012). Analyzing disease risks associated with translocations. *Conservation Biology*, 26, 442–452
- Scott, J.M., Goble, D.D., Haines, A.M., Wiens, J.A. & Neel, M.C. (2010). Conservation-reliant species and the future of conservation. *Conservation Letters*, 3, 91–97
- Seddon, P.J., Griffiths, C.J., Soorae, P.S. & Armstrong, D.P. (2014). Reversing defaunation: restoring species in a changing world. *Science*, 345, 406–412
- SEO/Birdlife. (2021). *Libro Rojo de las aves de España*. SEO BirdLife
- Seoane, J., Justribo, J.H., García, F., Retamar, J., Rabadan, C. & Atienza, J.C. (2006). Habitat-suitability modelling to assess the effects of land-use changes on Dupont's lark *Chersophilus duponti*: a case study in the Layna Important Bird Area. *Biological Conservation*, 128, 241–252
- Shea, K., Possingham, H.P., Murdoch, W.W. & Roush, R. (2002). Active adaptive management in insect pest and weed control: intervention with a plan for learning. *Ecological Applications*, 12, 927–936
- Sherwin, C.M. (2004). The motivation of group-housed laboratory mice, *Mus musculus*, for additional space. *Animal Behaviour*, 67, 711–717
- Suárez, F. (2010). *La alondra ricotí Chersophilus duponti*. Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid
- Suárez, F., García, J.T., Carriles, E., Calero-Riestra, M., Agirre, A., Justribó, J.H. & Garza, V. (2009a). Sex-ratios of an endangered lark after controlling for a male-biased sampling. *Ardeola*, 56, 113–118
- Suárez, F., Garcia, J.T., Sampietro, F.J. & Garza, V. (2006). The non-breeding distribution of Dupont's Lark *Chersophilus duponti* in Spain. *Bird Conservation International*, 16, 317–323

- Suárez, F., Hervás, I. & Herranz, J. (2009b). *Las alondras de España peninsular*. Dirección General para la Biodiversidad, Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino, Madrid
- Tella, J.L., Vögeli, M., Serrano, D. & Carrete, M. (2005). Status of the threatened Dupont's lark in Spain: overestimation, decline, extinction of local populations. *Oryx*, 39, 1-5
- Tellería, J.L., Santos, T., Álvarez, G. & Sáez-Royuela, C. (1988). Avifauna de los campos de cereales del interior de España. In: *Aves de los medios urbano y agrícola* (ed. Bernis, F.). Madrid, pp. 174-319
- Traba, J. & Garza, V. (2018). Evaluación de las poblaciones de alondra ricotí en las provincias de Albacete, Cuenca, Ciudad Real y Toledo (expediente: SSCC.EN 29_18)
- Traba, J. & Garza, V. (2020). Estudio para la Mejora del Conocimiento de las Poblaciones de Alondra Ricotí *Chersophilus duponti* en Castilla y León. Informe 2. Soria y Burgos
- Traba, J. & Garza, V. 2021. Estudio para la Mejora del Conocimiento de las Poblaciones de Alondra Ricotí *Chersophilus duponti* en Castilla y León. Documento final. TEG-UAM/ Consejería de Fomento y Medio Ambiente, Junta de Castilla y León. Informe inédito
- Traba, J. & Pérez-Granados, C. (2022). Extensive sheep grazing is associated with trends in steppe birds in Spain: recommendations for the Common Agricultural Policy. *PeerJ*, 10, e12870
- Traba, J., Garza, V., García-Antón, A., Gómez-Catasús, J., Zurdo, J., Pérez-Granados, C., Morales, M.B., Oñate, J.J., Herranz, J. & Malo, J. (2019). Criterios para la gestión y conservación de la población española de alondra ricotí *Chersophilus duponti*. *Fundación Biodiversidad, Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente*. Madrid
- Traba, J., Pérez-Granados, C. & Serrano, D. (2021). Alondra ricotí *Chersophilus duponti*. In: *Libro Rojo de las Aves de España* (ed. López-Jiménez, J.). SEO/BirdLife, Madrid, pp. 321-329
- Vögeli, M., Laiolo, P., Serrano, D. & Tella, J.L. (2008). Who are we sampling? Apparent survival differs between methods in a secretive species. *Oikos*, 117, 1816-1823
- Vögeli, M., Serrano, D., Tella, J.L., Méndez, M. & Godoy, J.A. (2007). Sex determination of Dupont's lark *Chersophilus duponti* using molecular sexing and discriminant functions. *Ardeola*, 54, 69-79
- Walsh, J.C., Dicks, L.V., Raymond, C.M. & Sutherland, W.J. (2019). A typology of barriers and enablers of scientific evidence use in conservation practice. *Journal of Environmental Management*, 250, 109481
- Williamson, J. L., & Witt, C. C. (2021). A lightweight backpack harness for tracking hummingbirds. *Journal of Avian Biology*, 52
- Withers, S., Armstrong, D., Ward-Smith, T., Parsons, S. & Hauber, M.E. (2019). Improved methods for reducing translocation mortality and obtaining reliable population projections for reintroduction of the New Zealand Rifleman *Acanthisitta chloris*. *Bird Conservation International*, 29, 542-557
- Zurdo, J., Barrero, A., Da Silva, L.P., Bustillo-De La Rosa, D., Gómez-Catasús, J., Morales, M.B., Traba, J. & Mata, V.A. (2023). Dietary niche overlap and resource partitioning among six steppe passerines of central Spain using DNA metabarcoding. *Ibis*

Índice Apéndices

Checklist de campo	1
Apéndice 1.1 checklist protocolo de translocación.....	1
Apéndice 1.2 checklist protocolo de seguimiento post-liberación.....	4
Fichas de campo.....	6
Apéndice 2.1 Fichas captura-transporte-liberación e instrucciones	8
Apéndice 2.2 Ficha instalación antenas.....	14
Apéndice 2.3 Ficha revisión estación y descarga de datos.....	16
Apéndice 2.4 Ficha seguimiento manual de individuos marcados.....	20
Apéndice 2.5 Ficha de programación de <i>tags</i> CTx.....	24
Apéndice 2.6 Activación/desactivación tags.....	27
Información adicional.....	28
Apéndice 3.1. Métodos para el transporte y liberación de aves en programas de reintroducción: recomendaciones para la alondra ricotí.....	28
Apéndice 3.2. Estudio de factibilidad: análisis de viabilidad de población.....	39
Apéndice 3.3. Estudio de factibilidad: análisis de riesgo de enfermedad	49
Apéndice 3.4. Estudio de factibilidad: análisis de riesgos para el bienestar animal ...	77

LIFE CONNECT RICOTI: CHECKLIST PROTOCOLO DE TRANSLOCACIÓN

Preparación durante la tarde previa a las capturas

- En caso de ser necesario, instalación de los cepos (kit de 3 cepos + reclamo) la tarde anterior en los sitios identificados previamente para ello. Instalar 3-4 kits por equipo (2 equipos)
- Comprobación de que el depósito de combustible del coche está lleno

Preparación antes de salir al lugar de captura (comprobar la noche antes)

- | | |
|--|--|
| <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Comprobación de material de captura (x2 equipos): <ul style="list-style-type: none"> • Fichas de captura/transporte/liberación • Cepos (en caso tener que reponer o colocar más unidades) • Reclamos • Bolsas-colectores • Etiquetas bolsas-colectores • Caja de anillamiento (balanza, calibre, alicates, reglas, anillas, etc.) • Larvas de Tenebrios • GPS de mano <input type="checkbox"/> Comprobación de material para toma de muestras (x2 equipos): <ul style="list-style-type: none"> • Jeringas • Capilares • Algodón • Eppendorf con alcohol 99% y gradilla • Eppendorf vacíos • Portaobjetos (frotis) limpios y gradillas • Sobres de papel • Etiquetas para eppendorf • Portaminas, lápices y bolígrafos • Rotuladores permanentes • Pinzas para malófagos y garrapatas • Bastoncillos de los oídos (malófagos) | <ul style="list-style-type: none"> <input type="checkbox"/> Comprobación material transporte y liberación: <ul style="list-style-type: none"> • Termómetro • Cajas de cartón de transporte individual • Etiquetas-pegatinas para cajas de cartón • Caja plástico para instalación de cajas individuales • Malla de sombreado • Cintas y acolchado para cajas • Radioemisores • Activación de los emisores <i>Coded</i> • Receptor + pilas y antena portátil • Arnese preparados • Laca de uñas • Pinzas y tijeras • Aguja de crochet. • Loctite <input type="checkbox"/> Comprobación de material de marcaje: <ul style="list-style-type: none"> • Montaje y preparación de los arneses <input type="checkbox"/> Comprobación de documentación y permisos e introducir en los coches |
|--|--|

Captura - procesamiento

- Designar a la persona encargada de ir comprobando este *checklist*
- Mientras los equipos de captura salen, el equipo base prepara el sitio para el procesamiento
- Revisar radioemisores *Coded* y comprobar que emiten correctamente
- Una vez realizada la primera captura, anotar la 'HORA INICIO' en ficha de captura para contabilizar el inicio del tiempo de captura
- Extraer el ave de la bolsa de tela y contabilizar durante 1 min el número de veces que el ave se mueve (intenta escapar) en la mano del anillador (i.e. número de 'sacudidas')
- Anillamiento y toma de medidas biométricas
- Toma de muestras biológicas y almacenaje de los residuos
- Instalar radioemisor *Coded* al ave
- Depositar el ave dentro del coche en la caja de cartón de transporte e inmovilizar esta a su vez en la caja de plástico (donde irán todas las cajas de cartón) y etiquetar la caja. Cubrir la caja de plástico con malla de sombreado
- Tomar medida de la temperatura ambiente. En caso de que sea inferior a 10-12°C, la temperatura del coche deberá acondicionarse en torno a 10-12°C para procesar las aves en su interior, y durante el tiempo de retención de las aves
- Anotar 'HORA FIN' de ficha 'captura'
- Una vez transcurridas 1,5 horas revisar los ceptos por última vez y recogerlos (no se deben sobrepasar las 2h de captura + procesado)
- Procesar las últimas aves capturadas mientras se recoge todo el material
- Introducir las últimas aves procesadas en las cajas de cartón
- Revisar el estado de las aves antes de ser almacenadas en las cajas y tomar la 'decisión de translocación': *exit strategy*, individuo control, individuo para translocar
- Revisar que las fichas 'captura' están correctamente cumplimentadas
- Acondicionar adecuadamente (cintas y acolchado) las cajas de cartón que portan las aves dentro de la caja grande de plástico, e inmovilizar para el viaje en coche

Transporte

- Cumplimentar "Ficha transporte" con detalles de salida (anotar 'HORA INICIO')
- Suministrar comida en caso de retraso superior a las 6 horas desde la captura
- Tomar medida de la temperatura dentro del vehículo. En caso de que sea inferior a 10-12°C, la temperatura del coche deberá acondicionarse en torno a 10-12°C durante el transporte de las aves
- Durante el transporte, comprobar que las cajas están inmovilizadas y todo está correcto (no abrir las cajas que portan las aves)

Liberación

- Llegada al sitio de liberación
- Anotar 'HORA INICIO' en ficha liberación y 'HORA FIN' en ficha transporte
- Anotar temperatura ambiente en ficha 'liberación'
- Repasar ficha liberación
- Extraer primer individuo de su caja y contabilizar durante 1 min el número de veces que el ave se mueve (intenta escapar) en la mano de la persona que liberará el individuo (i.e. número de 'sacudidas')
- Revisar el estado del ave extraída (una a una) previamente almacenadas en las cajas y tomar la 'decisión de translocación': liberar con radioemisor, liberar sin radioemisor, eutanasiar
- Comprobar que el emisor emite correctamente (solo emite entre 2:40 am y 2:40 pm)
- Proceder a la liberación depositando el ave en el suelo en el punto elegido
- Preparar cronómetro para calcular la inmovilidad tónica
- Medir inmovilidad tónica (máximo 30 segundos) y distancia de escape
- Contabilizar y recoger plumas y heces de la caja de transporte
- Desechar la caja de transporte

Post-liberación

- Desinfectar material como se estime necesario
- Guardar bolsa de tela usada en saco apósito para su lavado.

LIFE CONNECT RICOTI: CHECKLIST PROTOCOLO DE SEGUIMIENTO POST-LIBERACIÓN

Preparación previa a la instalación a campo

- Configuración de los *settings* para todos los receptores
- Configuración del modem y del control remoto

Instalación antena a campo

- Comprobación de material para la estación receptora:

- Router wi-fi con tarjeta SIM y cable
- Batería o Akku con cable
- Receptores
- Cables (4x estación)
- Batería 12V
- Panel solar
- Transformador solar
- Cuatro antenas, una por cada receptor
- Postes para instalar la antena en forma de cruz
- Conector de metal 90° con foros
- Pieza negra para conector-trípode
- Mástil central
- Patas de metal (3x cada palo central)
- Pieza triangular para conectar patas y mástil (x2)
- Taladro
- Disco y adaptador de disco
- Cinta adhesiva plateada para proteger el disco
- Cuerda (aprox. 8 m / estación)
- *Car tie strap*
- *Pecks* (3x)
- Bridas resistentes para sujetar la caja negra al mástil y a la unidad de sombra
- Cinta blanca y roja para marcar patas
- Caja de herramientas con destornillador y llaves múltiples
- Tijeras

- Tornillos para pieza negra
- Tornillos para patas del trípode
- Tornillos para antenas

- Instalación de hardware:

- Antenas y cables conectados
- Receptor encendido
- Batería cargada
- Placa solar conectada
- Modem wifi activado

- Comprobar funcionamiento remoto y detección de los tags

- Rellenar hoja de instalación

Visitas semanales a cada estación

- Comprobación del estado de la estación:

- Rellenar hoja de revisión y descarga de datos
- Revisar:
 - Cables
 - Batería
 - Receptor
 - Modem

- Descargar datos (si se ha reportado que es necesario)

- Rellenar hoja de revisión y descarga de datos

- Cargar batería si se encuentra con un voltaje menor a 12V



Búsquedas en caso de pérdida de señal de un emisor

- Inicio de búsqueda en los transectos previamente diseñados incluidos en el radio de 10 km desde el punto de liberación
- En caso de no detectarse el animal, iniciar la búsqueda en los transectos previamente diseñados incluidos entre los 10 y 20 km desde el punto de liberación
- En cada transecto hacer búsquedas cada 250-500 m, con paradas en sitios de alta visibilidad (durante 5-10 min) usando la antena direccional unida a una pértiga de 4 m Para ambas búsquedas se empleará el receptor portátil (manual) y se grabarán tanto los recorridos realizados ('track') como las localizaciones desde donde se recibió la señal del individuo
- En caso de moverse de una zona a otra, grabar Track y apuntar ID del track y nombre del archivo
- Ir cambiando de frecuencia en caso de que haya tags con distintas frecuencias (cada 5 minutos)
- En caso de búsqueda infructuosa con los métodos anteriores, usar un dron para elevar un receptor de radio tipo SensorGnome y poder detectar a mayor altura (30-50 m)
- Rellenar hoja de seguimiento manual con los datos que se piden
- Una vez finalizadas todas las zonas o haber encontrado el emisor, avisar a los demás grupos si hay, y acabar la búsqueda.

FICHA CAPTURA

(Datos obtenidos entre el momento de captura y la entrada en la caja de transporte)

Nº CODE	ANILLA METÁLICA	RECAPTURA SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>	FECHA / / 2023	HORA CAPTURA	HORA FIN	COORDENADAS CAPTURA					
Nº CAJA	ANILLA COLOR / POSICIONES		TÉCNICA CAPTURA	TEMPERAT.	PARAJE/ TÉRMINO MUNIC.			LOCALIDAD ORIGEN			
MEDIDOR	SEXO	EDAD	ALA	LONG F8	COLA	TARSO	MUSC	GRASA	PLACA	PESO	Nº SACUDIDAS (1 min):
PICO-NARINA	PICO-CRÁNEO	ALT.PICO	ANCH. PICO	OBSERVACIONES:							
EXAMEN FÍSICO											
GENÉTICA SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>	FROTIS SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>	HECES SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>	PLUMAS SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>	GARRAPATAS SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>	ÁCAROS RÉMIGES SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>		ÁCAROS OJOS SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>		MALÓFAGOS SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>		
				Nº		Nº		Nº			Nº
TAG CODE	TAG FREC.	TAG PULSE	DECISIÓN DE TRANSLOCACIÓN Animal que va a ser transportado para translocación <input type="checkbox"/> Animal con radioemisor liberado en lugar de captura (individuo CONTROL) <input type="checkbox"/> Liberación en lugar de captura sin radioemisor <input type="checkbox"/> Traslado a Centro de Recuperación <input type="checkbox"/> Animal EUTANASIADO debido al mal estado de salud <input type="checkbox"/>								
DEFORMIDADES ESQUELÉTICAS											

FICHA TRANSPORTE

(Datos obtenidos en el tiempo en el que el ave se encuentra dentro de la caja de transporte)

N° CODE	ANILLA METÁLICA	N° CAJA	LOCALIDAD ORIGEN	LOCALIDAD DESTINO	FECHA / / 2023	HORA INICIO	HORA FIN	N° PLUMAS
HECES SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>		TEMPERATURA AMBIENTE	TEMPERATURA VEHÍCULO	OBSERVACIONES:				

FICHA LIBERACIÓN

(Datos obtenidos desde que se extrae el ave de la caja de transporte hasta que se libera)

N° CODE	ANILLA METÁLICA	HORA INICIO	HORA FIN	FECHA / / 2023	LOCALIDAD ORIGEN	LOCALIDAD DESTINO	
COORD. LIBERAC.	TAG EMITE SI <input type="checkbox"/> NO <input type="checkbox"/>		TÉCNICO	N° SACUDIDAS (1 min):	INMOV. TÓNICA. (30 seg max.)	DIST. ESC. (m)	TEMPERAT.
OBSERVACIONES:			DECISIÓN DE TRANSLOCACIÓN				
			Animal liberado en localidad destino CON radioemisor (TRANSLOCACIÓN) <input type="checkbox"/> Animal liberado en localidad destino SIN radioemisor <input type="checkbox"/> Traslado a Centro de Recuperación <input type="checkbox"/> Animal EUTANASIADO debido al mal estado de salud <input type="checkbox"/>				

INSTRUCCIONES PARA LA TOMA DE DATOS EN LAS FICHAS DE CAPTURA/TRANSPORTE/LIBERACIÓN

FICHA CAPTURA

Nº CODE: Código único para cada captura y fecha.

ANILLA METÁLICA: Código alfanumérico inscrito en la anilla que porta el ave.

RECAPTURA (SI/NO): Si el ave capturada ya porta una anilla cuando ha sido capturada.

FECHA: Fecha del día que se realiza la captura.

HORA CAPTURA: Hora en la que se realiza la captura.

HORA FIN: Hora en la que se introduce el ave capturada en la caja de transporte (después de ser procesada).

COORDENADAS CAPTURA: Coordenadas UTM del lugar de captura (ETRS 89).

Nº CAJA: Código de la caja en la que se transporta el ave. Este código también deberá aparecer de forma visible en el exterior de la caja.

ANILLA COLOR/POSICIONES: En caso de utilizarse, colores y posiciones en la que se colocan las anillas de color y metal en las patas. Usar normas de codificación de marcas de lectura a distancia (Pinilla 2000).

TÉCNICA CAPTURA: Técnica empleada para capturar el ave: cebo con reclamo, cebo sin reclamo, foqueo nocturno, etc.

TEMPERAT: Temperatura (°C) en el lugar de procesamiento de las aves.

PARAJE/ TÉRMINO MUNIC.: Nombre del paraje/término municipal donde se captura el ave.

LOCALIDAD ORIGEN: Localidad donde se realiza la captura.

MEDIDOR: Persona que realiza las mediciones, la toma de las muestras biológicas y la instalación del radioemisor en el ave.

SEXO: Sexo del ave según el código EURING.

EDAD: Edad del ave según el código EURING.

ALA: Longitud máxima del ala (± 0.1 mm) medido de según Svensson (1992).

LONG F8: Longitud de la tercera primaria de un ala (± 0.1 mm) medido de según Pinilla (2000).

COLA: Longitud de la cola (± 0.1 mm) medido de según Pinilla (2000).



TARSO: Longitud del tarso (± 0.1 mm) medido de según Svensson (1992).

MUSC: Código de clasificación del músculo pectoral según Pinilla (2000).

GRASA: Código de acumulación de grasa según Pinilla (2000).

PLACA: Estado de desarrollo de la placa incubatriz según Pinilla (2000).

PESO: Peso del ave (± 0.1 g) medido con balanza digital de precisión.

Nº SACUDIDAS: Número de veces que el ave se revuelve e intenta escapar durante el primer minuto de procesamiento. Es decir, desde que sale de la bolsa de tela – colector (utilizado para llevar al ave desde el lugar de captura al de procesamiento) hasta cumplido 1 minuto del procesado.

PICO-NARINA: Longitud del pico (± 0.1 mm) desde su extremo hasta el inicio de las narinas.

PICO-CRÁNEO: Longitud total del culmen (± 0.1 mm) desde el comienzo de la parte córnea del pico (donde se inserta con el cráneo) en línea recta hasta la punta de la maxila superior.

ALT.PICO: Altura del pico (± 0.1 mm) medido desde la parte más distal del borde de las narinas

ANCH. PICO: Ancho del pico (± 0.1 mm) existente a la altura de las narinas.

OBSERVACIONES: Observaciones o datos de interés no recogidos en otras secciones de la ficha.

GENÉTICA (SI/NO): Si se ha obtenido muestra de sangre del ave capturada SI/NO. Esta se extraerá mediante punción de la yugular o braquial. Se extraerá como máximo un volumen de 100 μ l y se almacenará en un eppendorf con etanol 99% debidamente etiquetado con el “sangre + nº Code”.

FROTIS (SI/NO): Si se ha realizado frotis SI/NO. En caso de realizarse deberá ser fijado con etanol 99% en un periodo máximo de 10 horas. Ver método de realización: <https://www.youtube.com/watch?v=cI9GObT73IY>. El frotis debe ser etiquetado con el “nº Code”.

HECES (SI/NO): Toma de muestra de heces durante la captura SI/NO. La muestra se recogerá evitando el contacto directo con las manos para prevenir el riesgo de contaminación. Se almacenará en un eppendorf con etanol 99% debidamente etiquetado con “heces captura + nº Code” para indicar que la muestra fue tomada en el periodo de captura.

PLUMAS (SI/NO): Toma de muestra de plumas corporales (no pluma de vuelo) SI/NO. Se almacenará en un eppendorf vacío debidamente etiquetado con “plumas captura + nº Code” para indicar que la muestra fue tomada en el periodo de captura.

GARRAPATAS: Toma de muestra de garrapatas SI/NO y estimación de número garrapatas en cabeza. Se almacenarán en un eppendorf con etanol 99% debidamente etiquetado con “garrapatas + nº Code”.

ÁCAROS RÉMIGES: Toma de muestra de ácaros SI/NO y estimación del número en plumas de vuelo de un solo ala. Se almacenará en un eppendorf con etanol 99% debidamente etiquetado con “ácaros rémiges + n° Code”.

ÁCAROS OJOS: Toma de muestra de ácaros en en borde de los ojos SI/NO y estimación del número en ambos ojos. Se almacenará en un eppendorf con etanol 99% debidamente etiquetado con el “ácaros ojos + n° Code”.

MALÓFAGOS: Toma de muestra de malófagos SI/NO y estimación del número en plumas del pecho y obispillo. Se almacenará en un eppendorf vacío debidamente etiquetado con “malófagos + n° Code”.

TAG CODE: Código individual del radioemisor instalado en el individuo.

TAG FREC.: Frecuencia del radioemisor instalado en el individuo.

TAG PULSE: Pulso del radioemisor instalado en el individuo. Al tratarse de radioemisores ‘coded’ las frecuencias pueden ser las mismas entre varios dispositivos variando entre estos el pulso de la señal emitida.

DEFORMIDADES ESQUELÉTICAS: Anotación de cualquier malformación o lesión detectada en el ave capturada.

DECISIÓN DE TRANSLOCACIÓN: En base al plan preestablecido y al estado sanitario del ave (una vez esta haya sido procesada) se procederá a decidir sobre su destino entre tres opciones: 1) animal que va a ser transportado para translocación; 2) animal con radioemisor liberado en lugar de captura (individuo CONTROL); 3) liberación en lugar de captura sin radioemisor; 4) traslado a Centro de Recuperación; 5) Animal EUTANASIADO debido al mal estado de salud.

FICHA TRANSPORTE

Nº CODE: Código único para cada captura y fecha.

ANILLA METÁLICA: Código alfanumérico inscrito en la anilla que porta el ave.

Nº CAJA: Código de la caja en la que se transporta el ave. Este código también deberá aparecer de forma visible en el exterior de la caja.

LOCALIDAD ORIGEN: Localidad donde se realiza la captura.

LOCALIDAD DESTINO: Localidad donde se pretende liberar el ave. En caso de tratarse de un control ambas localidades deben ser la misma.

FECHA: Fecha en la que se realiza el transporte del ave.

HORA INICIO: Hora en que el ave es introducida en la caja de transporte. Debe ser la misma hora que ‘Hora fin’ de la ficha de captura.

HORA FIN: Hora en la que el ave es extraída de la caja para proceder a instalarle el radioemisor.

Nº PLUMAS: Número de plumas encontradas en la caja de transporte. Se contabilizarán las plumas después de extraerse el ave de la caja en el sitio de liberación y esta haya sido liberada. Se almacenará en un sobre de papel debidamente etiquetado con “plumas transporte + nº Code” para indicar que la muestra fue tomada en el periodo de transporte.

HECES (SI/NO): Toma de muestra de heces durante el transporte SI/NO. La muestra se recogerá de la caja de transporte evitando el contacto directo con las manos para prevenir el riesgo de contaminación. Se almacenará en un eppendorf con etanol 99% debidamente etiquetado con “heces transporte + nº Code” para indicar que la muestra fue tomada en el periodo de transporte. Si no se he tomado muestra de heces se entiende que el ave no ha defecado durante el transporte.

TEMPERATURA AMBIENTE: Temperatura del aire antes de iniciar el transporte.

TEMPERATURA VEHÍCULO: Temperatura del vehículo durante el transporte.

OBSERVACIONES: Incluir cualquier dato o cuestión importante durante el proceso de transporte.

FICHA LIBERACIÓN

Nº CODE: Código único para cada captura y fecha.

ANILLA METÁLICA: Código alfanumérico inscrito en la anilla que porta el ave.

HORA INICIO: Hora en que el ave es extraída de la caja de transporte en el lugar de liberación. Debe ser la misma hora que 'Hora fin' de la ficha de transporte.

HORA FIN: Hora en la que el ave es liberada en el lugar previamente determinado.

FECHA: Fecha en la que se realiza la liberación del ave.

LOCALIDAD ORIGEN: Localidad de donde procede el individuo (localidad origen).

LOCALIDAD DESTINO: Localidad donde se libera el ave. En caso de tratarse de un control ambas localidades deben ser la misma.

COORD. LIBERAC.: Coordenadas UTM del lugar donde se ha liberado el ave (ETRS 89).

TAG EMITE (SI/NO): Comprobación del correcto funcionamiento del dispositivo antes de ser instalado en el ave. Para prolongar la vida de la batería de los radioemisores estos solo emitirán entre las 6:00 a.m. y las 9:00 a.m. Por ello la activación y la comprobación de su correcto funcionamiento deberá realizarse en este periodo de tiempo.

TÉCNICO: Persona que ha realizado el examen clínico y la liberación del ave.

Nº SACUDIDAS: Número de veces que el ave se revuelve e intenta escapar durante el primer minuto del periodo de liberación. Es decir, desde que sale de la caja de transporte hasta cumplido 1 minuto.

INMOV. TÓN. (Min): Inmovilidad tónica calculada como el tiempo transcurrido entre que liberamos el ave (la depositamos en el suelo) y realiza el primer desplazamiento de huida ya sea andando o volando. En caso de que transcurridos los primeros 30 segundos el ave no haya huido esta será estimulada para favorecer la reacción de escape.

DIST. ESC. (m): Distancia de escape estimada a visu como la distancia a la que el ave huye en el primer desplazamiento realizado desde que se libera.

Tª: Temperatura del aire en el lugar de liberación.

OBSERVACIONES: Observaciones o datos de interés no recogidos en otras secciones de la ficha.

DECISIÓN DE TRANSLOCACIÓN: En base al plan preestablecido y al estado sanitario del ave después del transporte se procederá a decidir sobre su destino entre tres opciones: 1) Animal liberado en localidad destino CON radioemisor (TRANSLOCACIÓN); 2) Animal liberado en localidad destino SIN radioemisor; 3) Traslado a Centro de Recuperación; 4) Animal EUTANASIADO debido al mal estado de salud.



REFERENCIAS

- Pinilla, J. (2000). Manual para el anillamiento científico de aves. Madrid: SEO/BirdLife y DGCN-MIMAM.
- Svenson, L. (1992). Identification Guide to European Passerines. Stockholm.



DATOS COMUNES INSTALACIÓN ESTACIONES LOTEK							ID estación
Fecha	Hora inicio	Hora fin	Operador(es)	Zona	Coordenadas	Instalación	

ID Receptor	Modem		Conf. escaneo		Canales			Antenas			Codelog hora inicio	Comentarios
	SIM	IP	Tiempo esca (13.6s)	GPS hora	Nº de canales	Frec.	Tipo	Master opción	Orientación correcta?	Gan.		

DATOS COMUNES INSTALACIÓN ESTACIONES LOTEK							ID estación
Fecha	Hora inicio	Hora fin	Operador(es)	Zona	Coordenadas	Instalación	

ID Receptor	Modem		Conf. escaneo		Canales			Antenas			Codelog hora inicio	Comentarios
	SIM	IP	Tiempo esca (13.6s)	GPS hora	Nº de canales	Frec.	Tipo	Master opción	Orientación correcta?	Gan.		

DATOS COMUNES INSTALACIÓN ESTACIONES LOTEK							ID estación
Fecha	Hora inicio	Hora fin	Operador(es)	Zona	Coordenadas	Instalación	

ID Receptor	Modem		Conf. escaneo		Canales			Antenas			Codelog hora inicio	Comentarios
	SIM	IP	Tiempo esca (13.6s)	GPS hora	Nº de canales	Frec.	Tipo	Master opción	Orientación correcta?	Gan.		

DATOS COMUNES INSTALACIÓN ESTACIONES LOTEK							ID estación
Fecha	Hora inicio	Hora fin	Operador(es)	Zona	Coordenadas	Instalación	

ID Receptor	Model		Conf. escaneo		Canales			Antenas			Codelog hora inicio	Comentarios
	SIM	IP	Tiempo esca (13.6s)	GPS hora	Nº de canales	Frec.	Tipo	Master opción	Orientación correcta?	Gan.		

DATOS COMUNES INSTALACIÓN ESTACIONES LOTEK							ID estación
Fecha	Hora inicio	Hora fin	Operador(es)	Zona	Coordenadas	Instalación	

ID Receptor	Modem		Conf. escaneo		Canales			Antenas			Codelog hora inicio	Comentarios
	SIM	IP	Tiempo esca (13.6s)	GPS hora	Nº de canales	Frec.	Tipo	Master opción	Orientación correcta?	Gan.		

DATOS COMUNES INSTALACIÓN ESTACIONES LOTEK							ID estación
Fecha	Hora inicio	Hora fin	Operador(es)	Zona	Coordenadas	Instalación	

ID Receptor	Modem		Conf. escaneo		Canales			Antenas			Codelog hora inicio	Comentarios
	SIM	IP	Tiempo esca (13.6s)	GPS hora	Nº de canales	Frec.	Tipo	Master opción	Orientación correcta?	Gan.		

INSTRUCCIONES PARA LA TOMA DE DATOS

FECHA: fecha en la que se instala la estación y antenas.

HORA INICIO: hora de inicio del proceso de montaje

HORA FIN: fin de la hora del proceso de instalación

OPERADORES: nombre de las personas trabajadoras.

ZONA: zona en la que se instala la antena.

COORDENADAS: coordenadas del punto de instalación

INSTALACIÓN: fija o móvil según el tipo de estructura

ID ESTACIÓN: apuntar código de la estación

ID RECEPTOR: código del receptor

MODEM: Id de la SIM e IP del modem para poder conectar remotamente.

AJUSTES DE ESCANEEO:

Tiempo de escaneo: se recomienda sumar al tag Interval 0.5 s (en nuestro caso si son $13.1 + 0.5 = 13.6$)

Habilitar reloj GPS: marcar esta opción para que el reloj se sincronice.

CANALES:

Nº Canales: número de canales usados en esta estación

Frecuencias: frecuencias escaneadas

Tipo: tipo de tag (Beeper o Coded)

ANTENAS:

Opción Master: apuntar tipo de opción Master o no.

Orientación correcta: comprobar que la antena 1 está hacia al norte.

Ganancia: apuntar el alcance

HORA DE INICIO DEL REGISTRO DE CÓDIGO: hora en la que se ha encendido el modo **CodeLog**.

COMENTARIOS: otros apuntes que sea importante anotar



LISTA DE COMPROBACIÓN DE MATERIALES NECESARIOS PARA LA ESTACIÓN RECEPTORA

Tipo	Contenido	Number
Caja receptora	Router WIFI con tarjeta SIM y cable	1
	Batería o Akku con cable	1
	Receptores	1
Cables	Cuatro cables para cada estación	4
Batería	Batería 12V	1
	Panel solar	1
	Transformador solar	1
Antena	Cuatro antenas, una para cada receptor	4
	Postes para montar las antenas en cruz	2
	Pieza de metal de 90° con agujeros	1
	Pieza negra para fijar pieza metálica de 90° a mástil o trípode	1
Trípode	Mástil	1
	Patas metálicas para mástil x3	3
	Pieza triangular para unir las patas metálicas al mástil	2
	Perforador si quisiera hundir el mástil en el suelo	1
	Disco y adaptador de disco	1
	Cinta plateada para proteger el disco.	some
	Cuerda (se necesitan aprox. 8 m para cada estación si se utilizan cuerdas de coche)	8 m / station
	Correa de amarre para auto	3 /station
	Pecks x3	3
	Envolturas de amarre duraderas para sujetar la caja negra al poste y la unidad de sombra	>3 /station
	Cinta roja y blanca para marcar piernas y correas de amarre de auto	
	Caja de herramientas con destornillador y herramienta para girar tornillos del mástil	1
	Tijeras	1
Tornillos: 3 tipos diferentes para cada estación	Tornillos para pieza negra para sujetar pieza metálica de 90° a mástil o trípode	2
	Tornillos para unir postes metálicos (cruz) a pieza de 90°	2
	Tornillos para fijar antenas a postes metálicos (cruz)	8

INSTRUCCIONES PARA LA TOMA DE DATOS

FECHA: fecha en la que se revisa la antena.

OPERADORES: nombre de las personas trabajadoras.

ID ESTACIÓN: apuntar código de la estación

REVISIÓN: apuntar que tipo de revisión se ha hecho

Batería: comprobar el voltaje de la batería y anotarlo.

Reparación: anotar si se ha hecho alguna reparación

Cambio settings: anotar si se han hecho cambios de los settings

Otros: otras revisiones que se hayan podido hacer

DESCARGA DE DATOS: anotar si se han descargado los datos

Si/No: anotar si se han descargado datos al visitar la estación

Remoto: anotar si la descarga ha estado en remoto.

Nombre del fichero: nombre que tiene el fichero al guardarlo, también su extensión.

Fecha de inicio y fin de los datos recogidos.

HORA INICIO: si se ha apagado para cambiar la batería apuntar la hora de reinicio.

INSTRUCCIONES PARA LA TOMA DE DATOS

ID: id de la detección

FECHA: fecha en la que se visita el sitio de la búsqueda

OPERADORES: nombre de las personas trabajadoras.

ID RECEPTOR: código del receptor

VISITA:

HORA INICIO: hora de inicio de la búsqueda para medir el esfuerzo

HORA FIN: hora final del proceso de búsqueda

ID Zona o Track: Id de la zona de búsqueda o ID del track que hemos grabado.

COORDENADAS: coordenadas del punto donde se ha buscado si no está registrado en el mapa de zonas buenas.

DETECCIONES: datos de las búsquedas por frecuencia que se hagan y si hay detección o no.

FREC: frecuencia de búsqueda

H INI: hora de inicio de la búsqueda en esa frecuencia

H FIN: hora de fin de la búsqueda en esa frecuencia.

TAG: tag detectado.

GRADOS: grados de la dirección en la que se ha detectado el tag (si se conoce)

NEG.: negativo. Si no se ha detectado ningún tag durante ese periodo y en esa frecuencia marcar el cuadrado con una X

CTx Tag Set-Up

Fecha de implementación:	15-mar-2023
Duración del Proyecto (meses):	12
Batería:	Ag376
Días de batería:	104
Ancho de pulso (ms):	10
Frecuencia de pulso (bpm):	30
Rango de peso NOMINAL(g):	0.9-1.0

INSTRUCCIONES

1. La fecha de implementación (dd/mm/aa) es la fecha en la que pretende colocar los dispositivos en las aves.
2. Se puede elegir la duración del proyecto, la batería, el ancho del pulso y la frecuencia del pulso de las listas.
3. Los días activos son "1" en el cuadro a la izquierda de la fecha. Casilla vacía la etiqueta está inactiva. Cada período activo debe ser de al menos 2 días consecutivos.

Si queda algo de capacidad en la batería en el momento del último día activo, el transmisor transmitirá todos los días a partir de entonces hasta que se agote la batería.

Nota: Las fechas subrayadas en amarillo son los días esperados para que los dispositivos Ctx emitan la señal

Calendar

Mon		27-mar-2023	24-abr-2023	22-may-2023	19-jun-2023	17-jul-2023	14-ago-2023	11-sep-2023	09-oct-2023	06-nov-2023	04-dic-2023	01-ene-2024	<u>1</u> 29-ene-2024	<u>1</u> 26-feb-2024
Tue		28-mar-2023	25-abr-2023	23-may-2023	20-jun-2023	18-jul-2023	15-ago-2023	12-sep-2023	<u>1</u> 10-oct-2023	07-nov-2023	05-dic-2023	02-ene-2024	<u>1</u> 30-ene-2024	<u>1</u> 27-feb-2024
Wed		<u>1</u> 29-mar-2023	<u>1</u> 26-abr-2023	<u>1</u> 24-may-2023	<u>1</u> 21-jun-2023	<u>1</u> 19-jul-2023	16-ago-2023	<u>1</u> 13-sep-2023	<u>1</u> 11-oct-2023	<u>1</u> 08-nov-2023	06-dic-2023	<u>1</u> 03-ene-2024	<u>1</u> 31-ene-2024	<u>1</u> 28-feb-2024
Thu		<u>1</u> 30-mar-2023	<u>1</u> 27-abr-2023	<u>1</u> 25-may-2023	<u>1</u> 22-jun-2023	<u>1</u> 20-jul-2023	17-ago-2023	<u>1</u> 14-sep-2023	12-oct-2023	<u>1</u> 09-nov-2023	07-dic-2023	<u>1</u> 04-ene-2024	<u>1</u> 01-feb-2024	<u>1</u> 29-feb-2024
Fri		31-mar-2023	28-abr-2023	26-may-2023	23-jun-2023	21-jul-2023	18-ago-2023	15-sep-2023	13-oct-2023	10-nov-2023	08-dic-2023	05-ene-2024	<u>1</u> 02-feb-2024	<u>1</u> 01-mar-2024
Sat		01-abr-2023	29-abr-2023	27-may-2023	24-jun-2023	22-jul-2023	19-ago-2023	16-sep-2023	14-oct-2023	11-nov-2023	09-dic-2023	06-ene-2024	03-feb-2024	02-mar-2024
Sun		02-abr-2023	30-abr-2023	28-may-2023	25-jun-2023	23-jul-2023	20-ago-2023	17-sep-2023	15-oct-2023	12-nov-2023	10-dic-2023	07-ene-2024	04-feb-2024	03-mar-2024
Mon		03-abr-2023	01-may-2023	29-may-2023	26-jun-2023	24-jul-2023	21-ago-2023	18-sep-2023	16-oct-2023	13-nov-2023	11-dic-2023	<u>1</u> 08-ene-2024	<u>1</u> 05-feb-2024	<u>1</u> 04-mar-2024
Tue		04-abr-2023	02-may-2023	30-may-2023	27-jun-2023	25-jul-2023	22-ago-2023	19-sep-2023	17-oct-2023	14-nov-2023	<u>1</u> 12-dic-2023	<u>1</u> 09-ene-2024	<u>1</u> 06-feb-2024	<u>1</u> 05-mar-2024
Wed		<u>1</u> 05-abr-2023	<u>1</u> 03-may-2023	<u>1</u> 31-may-2023	<u>1</u> 28-jun-2023	26-jul-2023	23-ago-2023	20-sep-2023	18-oct-2023	15-nov-2023	<u>1</u> 13-dic-2023	<u>1</u> 10-ene-2024	<u>1</u> 07-feb-2024	<u>1</u> 06-mar-2024
Thu		<u>1</u> 06-abr-2023	<u>1</u> 04-may-2023	<u>1</u> 01-jun-2023	<u>1</u> 29-jun-2023	27-jul-2023	24-ago-2023	21-sep-2023	19-oct-2023	16-nov-2023	<u>1</u> 14-dic-2023	<u>1</u> 11-ene-2024	<u>1</u> 08-feb-2024	<u>1</u> 07-mar-2024
Fri		07-abr-2023	05-may-2023	02-jun-2023	30-jun-2023	28-jul-2023	25-ago-2023	22-sep-2023	20-oct-2023	17-nov-2023	15-dic-2023	<u>1</u> 12-ene-2024	<u>1</u> 09-feb-2024	<u>1</u> 08-mar-2024
Sat		08-abr-2023	06-may-2023	03-jun-2023	01-jul-2023	29-jul-2023	26-ago-2023	23-sep-2023	21-oct-2023	18-nov-2023	16-dic-2023	13-ene-2024	10-feb-2024	09-mar-2024
Sun		09-abr-2023	07-may-2023	04-jun-2023	02-jul-2023	30-jul-2023	27-ago-2023	24-sep-2023	22-oct-2023	19-nov-2023	17-dic-2023	14-ene-2024	11-feb-2024	10-mar-2024
Mon		10-abr-2023	08-may-2023	05-jun-2023	03-jul-2023	31-jul-2023	28-ago-2023	25-sep-2023	23-oct-2023	20-nov-2023	18-dic-2023	<u>1</u> 15-ene-2024	<u>1</u> 12-feb-2024	<u>1</u> 11-mar-2024
Tue		11-abr-2023	09-may-2023	06-jun-2023	04-jul-2023	01-ago-2023	29-ago-2023	26-sep-2023	24-oct-2023	21-nov-2023	<u>1</u> 19-dic-2023	<u>1</u> 16-ene-2024	<u>1</u> 13-feb-2024	<u>1</u> 12-mar-2024
Wed	<u>1</u> 15-mar-2023	12-abr-2023	10-may-2023	07-jun-2023	05-jul-2023	02-ago-2023	30-ago-2023	<u>1</u> 27-sep-2023	<u>1</u> 25-oct-2023	22-nov-2023	<u>1</u> 20-dic-2023	<u>1</u> 17-ene-2024	<u>1</u> 14-feb-2024	<u>1</u> 13-mar-2024
Thu	<u>1</u> 16-mar-2023	13-abr-2023	11-may-2023	08-jun-2023	06-jul-2023	03-ago-2023	31-ago-2023	<u>1</u> 28-sep-2023	<u>1</u> 26-oct-2023	23-nov-2023	<u>1</u> 21-dic-2023	<u>1</u> 18-ene-2024	<u>1</u> 15-feb-2024	<u>1</u> 14-mar-2024
Fri	17-mar-2023	14-abr-2023	12-may-2023	09-jun-2023	07-jul-2023	04-ago-2023	01-sep-2023	29-sep-2023	27-oct-2023	24-nov-2023	22-dic-2023	<u>1</u> 19-ene-2024	<u>1</u> 16-feb-2024	<u>1</u> 15-mar-2024
Sat	18-mar-2023	15-abr-2023	13-may-2023	10-jun-2023	08-jul-2023	05-ago-2023	02-sep-2023	30-sep-2023	28-oct-2023	25-nov-2023	23-dic-2023	20-ene-2024	17-feb-2024	16-mar-2024
Sun	19-mar-2023	16-abr-2023	14-may-2023	11-jun-2023	09-jul-2023	06-ago-2023	03-sep-2023	01-oct-2023	29-oct-2023	26-nov-2023	24-dic-2023	21-ene-2024	18-feb-2024	<u>1</u> 17-mar-2024
Mon	20-mar-2023	17-abr-2023	15-may-2023	12-jun-2023	10-jul-2023	07-ago-2023	04-sep-2023	02-oct-2023	30-oct-2023	27-nov-2023	25-dic-2023	<u>1</u> 22-ene-2024	<u>1</u> 19-feb-2024	<u>1</u> 18-mar-2024
Tue	21-mar-2023	18-abr-2023	16-may-2023	13-jun-2023	11-jul-2023	08-ago-2023	05-sep-2023	03-oct-2023	31-oct-2023	28-nov-2023	26-dic-2023	<u>1</u> 23-ene-2024	<u>1</u> 20-feb-2024	19-mar-2024
Wed	<u>1</u> 22-mar-2023	<u>1</u> 19-abr-2023	<u>1</u> 17-may-2023	<u>1</u> 14-jun-2023	<u>1</u> 12-jul-2023	09-ago-2023	<u>1</u> 06-sep-2023	04-oct-2023	01-nov-2023	<u>1</u> 29-nov-2023	27-dic-2023	<u>1</u> 24-ene-2024	<u>1</u> 21-feb-2024	20-mar-2024
Thu	<u>1</u> 23-mar-2023	<u>1</u> 20-abr-2023	<u>1</u> 18-may-2023	<u>1</u> 15-jun-2023	<u>1</u> 13-jul-2023	10-ago-2023	<u>1</u> 07-sep-2023	05-oct-2023	02-nov-2023	<u>1</u> 30-nov-2023	28-dic-2023	<u>1</u> 25-ene-2024	<u>1</u> 22-feb-2024	21-mar-2024
Fri	24-mar-2023	21-abr-2023	19-may-2023	16-jun-2023	14-jul-2023	11-ago-2023	08-sep-2023	06-oct-2023	03-nov-2023	01-dic-2023	29-dic-2023	<u>1</u> 26-ene-2024	<u>1</u> 23-feb-2024	
Sat	25-mar-2023	22-abr-2023	20-may-2023	17-jun-2023	15-jul-2023	12-ago-2023	09-sep-2023	07-oct-2023	04-nov-2023	02-dic-2023	30-dic-2023	27-ene-2024	24-feb-2024	
Sun	26-mar-2023	23-abr-2023	21-may-2023	18-jun-2023	16-jul-2023	13-ago-2023	10-sep-2023	08-oct-2023	05-nov-2023	03-dic-2023	31-dic-2023	28-ene-2024	25-feb-2024	

INSTRUCCIONES PARA LA TOMA DE DATOS

ACTIVACIÓN / DESACTIVACIÓN: apuntar si el tag ha sido activado (A) o desactivado (D)

OPERADORES: nombre de las personas trabajadoras.

TAG ID: apuntar código del tag

FECHA: apuntar la fecha en la que se realiza la activación o desactivación

HORA: anotar la hora en la que se activa.

COMENTARIOS: anotar si ha habido algún problema



APÉNDICE 3.1. MÉTODOS PARA EL TRANSPORTE Y LIBERACIÓN DE AVES EN PROGRAMAS DE REINTRODUCCIÓN: RECOMENDACIONES PARA LA ALONDRA RICOTÍ

Introducción

Las estrategias de conservación de especies amenazadas incluyen, cada vez con mayor frecuencia, programas de reintroducción para el reforzamiento o recuperación de sus poblaciones (Parker 2008). Estos programas constituyen una herramienta eficaz para la restauración de las funciones y los procesos ecosistémicos (Benayas et al. 2009, Seddon et al. 2014). Por este motivo, durante los últimos 30 años se ha experimentado un importante aumento de este tipo de acciones basadas en la liberación de ejemplares procedentes de otras poblaciones (translocaciones) o de programas de conservación ex-situ (Simón et al. 2012, Ferrer & Morandini 2018). Muchas de estas experiencias están permitiendo la recuperación de especies gravemente amenazadas como el lince ibérico (*Lynx pardinus*; Simón et al. 2012) o el águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*; Muriel et al. 2011, Simón et al. 2012). Sin embargo, una proporción no despreciable de las translocaciones realizadas en este tipo de programas no logran el establecimiento a largo plazo de poblaciones viables (Oro et al. 2011, Ebrahimi et al. 2015).

Entre los factores que determinan el éxito de las translocaciones se encuentran aquellos relacionados con el período inmediatamente posterior a la liberación (fase de establecimiento) y los previos a esta (captura, transporte y liberación). Ambos periodos pueden inducir estrés en los individuos translocados reduciendo la tasa de supervivencia de los mismos y por tanto condicionando el establecimiento de las futuras poblaciones. El período posterior a la liberación ha sido el más ampliamente estudiado y produce su propio conjunto de factores estresantes, entre los que se encuentran los relacionados con la llegada a nuevos entornos (Dickens et al. 2010), nuevas interacciones sociales (Tavecchia et al. 2009), competencia local (Griffith et al. 1989) o depredación (Bennett 2012, Fischer y Lindenmayer 2000). Por el contrario, el periodo previo a la liberación y los factores estresantes que genera no han sido estudiados con la misma profundidad pese a que juegan un papel clave en estos proyectos.

La captura de individuos silvestres, así como su retención durante la translocación generan niveles de estrés que pueden variar de moderados a altos (Adams et al. 2010, Parker et al. 2011). Si el estrés se mantiene durante periodos prolongados de tiempo puede provocar una disminución de la respuesta inmunitaria o problemas conductuales como resultado del efecto acumulado (McEwen 1998, Dickens et al. 2010). En este sentido la metodología de captura, mantenimiento y liberación son claves en el proceso de translocación ya que pueden agudizar estos problemas (Parker et al. 2011), elevando la tasa de mortalidad de los fundadores y reduciendo la viabilidad de las reintroducciones (Griffith et al. 1989). Desafortunadamente estos métodos no suelen ser objeto de análisis y publicación (especialmente los de transporte), por lo que existe una carencia de conocimiento de



los métodos previamente empleados (Seddon et al. 2007, Parker et al. 2011)

En el presente documento mostramos una recopilación de los principales métodos de transporte y liberación empleados en experiencias previas. Para seleccionar aquellos documentos con información de interés realizamos una búsqueda booleana (ver Gago et al. 2016) en Google Scholar y WOS (Web of Science) entre mayo y junio de 2022 utilizando una combinación de las siguientes palabras clave: ‘small bird’, ‘transport’, ‘translocation’, ‘release’, ‘passerine’, ‘reintroduction’, ‘restocking’. Basándonos en estos estudios previos y en los conocimientos actuales sobre la alondra ricotí (*Chersophilus duponti*) sugerimos una serie de recomendaciones para los ensayos de transporte y liberación de ejemplares de esta especie

Mantenimiento y transporte de individuos

El periodo de cautiverio comprendido entre la captura y la liberación en el medio natural suele repercutir en el comportamiento natural de los individuos a liberar (Parker et al. 2011). La restricción de los movimientos de evasión puede aumentar los riesgos de padecer lesiones y problemas relacionados con el estrés, si bien estas respuestas pueden variar entre especies/individuos (Mason, 2010) y según la procedencia de las aves a translocar (silvestres o reproducción en cautividad) (Parker et al. 2011). Cuando se trata de especies sensibles al estrés (p. ej. *Acanthisitta chloris*) es especialmente recomendable reducir estos periodos al mínimo y realizar el traslado y liberación inmediatamente después de la captura (Leech et al. 2007). En el caso de especies muy territoriales o solitarias (p. ej. *Petroica spp*; *Megalurus (Bowdleria) punctata vealeae*; *Alauda razae*) el transporte individualizado sería lo más indicado para evitar agresiones conespecíficas (Lovegrove & Veitch 1994; Parker, 2002; Brooke et al 2020), mientras que las especies gregarias podrían ser transportadas conjuntamente (Clarke et al. 2002, Jenni et al. 2014, Delgado et al. 2016).

Además de la tolerancia de la especie o individuo a translocar otros factores como el tipo de liberación o las limitaciones logísticas pueden determinar la duración del periodo en cautividad. En este caso, el diseño del recinto donde se mantendrá a las aves en cautividad (entre la captura y la liberación) deberá tener en cuenta este balance entre requisitos biológicos vs. limitaciones prácticas y reproducir las condiciones silvestres en la medida de lo posible (Swaisgood 2010). Los recintos de grandes dimensiones suelen ser preferibles a no ser que el periodo entre la captura y la translocación sea muy reducido (Sherwin 2004, Gebhardt-Henrich & Steiger 2006) o se requiera limitar el movimiento natural con el objetivo de reducir el estrés o posibles lesiones. En algunas especies (p. ej. *Sturnus vulgaris*) la forma del recinto parece también importante ya que influye en el comportamiento estereotipado (Asher et al. 2009).

Si el periodo de cautividad que van a realizar los individuos a translocar es muy reducido (pocas horas) estos pueden ser transportados en las mismas estancias donde fueron ubicados tras la captura (Withers et al. 2019). Si por el contrario el periodo es más prolongado (> 1 día) se recomienda



instalar a los ejemplares en recintos amplios y trasladarlos a otros más reducidos para el transporte. Teniendo en cuenta esto, el objetivo principal es reducir los cambios de recinto (p. ej. caja, bolsa) al mínimo posible, minimizando de este modo la novedad y la imprevisibilidad. De acuerdo con algunos autores, para aves pequeñas (paseriformes) se pueden emplear bolsas de algodón (bolsas calico) cuando el traslado sea de pocas horas (Bennett 2012, Brooke et al. 2020; Tabla 1 & Figura 1), una caja de transporte pequeña si se mantiene en torno a un día (Withers et al. 2019, Mitchell et al. 2022) o en un aviario más grande si se mantiene por varios días (Leech et al. 2007, Richardson et al. 2015; Tabla 1 & Figura 1).

Reproducir una dieta silvestre durante el cautiverio podría facilitar la aclimatación al cautiverio y la futura aclimatación al medio natural, especialmente en los animales criados en cautividad, como así reflejan varios estudios realizados (Leech et al. 2007, Fountain et al. 2016, Withers et al. 2019). Aunque esto no siempre puede ser factible, existen opciones de alimentación sencillas para pequeñas aves insectívoras como los gusanos de la harina (*Tenebrio molitor*) criados comercialmente. También existe una gran oferta comercial de dietas para la cría en cautiverio que, sin ser un adecuado sustituto, pueden resultar útiles para periodos cortos de tiempo.



Figura 1. Imágenes del transporte (bolsas individuales suspendidas dentro de cajas ventiladas) y liberación ('dura' y simultáneamente) de varios individuos de alondra de Razo (*Alauda razae*) en la isla de Santa Luzia (Fuente: Brooke et al. 2020).

Durante el transporte desde los sitios de captura hasta los de liberación, las aves se exponen a efectos acumulados debido a los cambios de temperatura o humedad, así como a las perturbaciones originadas por los ruidos, golpes, vibraciones y luces inesperadas (Dickens et al. 2009). A esto debemos añadirle los efectos de la novedad e imprevisibilidad en animales cautivos (Weiss 1968) por lo que estas molestias deberían reducirse lo máximo posible. Para ello, durante el transporte los animales deben ser ubicados en los lugares más silenciosos y protegidos de los cambios térmicos y

luces, así como reducir todo lo posible la duración del recorrido (Parker et al. 2011). Algunos autores han resaltado el efecto negativo (estrés) de la duración del cautiverio frente al método de contención empleado (Groombridge et al. 2004). Sin embargo, cuando los movimientos prolongados son inevitables, varias técnicas pueden mejorar el éxito como el apoyo veterinario y el traslado individualizado de las aves que minimiza el estrés generado (Leech et al. 2007, Reynolds et al. 2008, Bennett 2012, Brooke et al. 2020)

Liberación de las aves

El proceso de liberación conlleva, al igual que el del transporte, una serie de factores que pueden influir de manera determinante en el futuro éxito de las reintroducciones. Por un lado habría que considerar los factores demográficos, como pueden ser el número adecuado de individuos a translocar y, por otro lado, el modo en el que se hagan estas liberaciones (p. ej. suelta dura vs. blanda, ver abajo) (Parker et al. 2011).

En especies gregarias, la liberación simultánea de individuos puede reducir la vulnerabilidad a la depredación (debido a estrategias antidepredatorias) favoreciendo la supervivencia de las aves liberadas (Matson et al. 2004). Experiencias previas realizadas con aves de comportamientos sociales mostraron que la liberación de grupos de entre 10 y 30 individuos favorecieron el éxito de las reintroducciones (Ewen et al. 2001). Por el contrario, en especies menos sociales, la supervivencia y la reproducción pueden no verse afectadas por el número liberado, por lo que las poblaciones pueden establecerse potencialmente con cantidades pequeñas. (Parker et al 2011). Algunos ejemplos exitosos de este tipo de translocaciones son las realizadas en las islas Seychelles con dos especies de paseriformes (*Copsychus sechellarum* y *Petroica traversi*) donde las reintroducciones tuvieron éxito con tan solo cinco individuos translocados (Lopez-Scepulcre et al. 2008), si bien esto puede no ser adecuado por razones genéticas. El periodo del año en el que se realicen las liberaciones también puede ser un factor relevante como así muestran algunos estudios realizados previamente en donde las liberaciones que se realizaron en periodos con mejores condiciones climáticas y mayor disponibilidad de recursos alcanzaron una mayor supervivencia de los individuos (Tavecchia et al. 2009).

La metodología empleada en las liberaciones ha sido identificada como uno de los factores más determinantes en la supervivencia de las aves reintroducidas (Davidson et al. 1997, Clarke et al. 2002, Franceschini et al. 2008, Richardson et al. 2015). Se denominan liberaciones ‘blandas’ aquellas en las que los individuos se mantienen cautivos por un tiempo en el sitio de liberación con el fin de mejorar su aclimatación al nuevo entorno. Una variación de este método son las ‘liberaciones retardadas’ en las que los individuos se mantienen cautivos durante un periodo variable entre la captura y la liberación. Esta metodología puede ser beneficiosa para algunas especies o situaciones como, por ejemplo: 1) cuando existen grandes distancias entre la población fuente y la receptora; 2) cuando se liberan individuos procedentes de programas de cría en cautividad donde los ejemplares están habituados al cautiverio (Mitchell et al. 2011); 3) cuando se aconseja una cuarentena de los individuos



para evitar la posible propagación de enfermedades (Parker et al. 2011). Por último, las liberaciones ‘duras’ son aquellas que se realizan directamente al medio natural, sin ningún periodo de cautiverio entre la captura y la suelta.

Tradicionalmente se han recomendado las liberaciones blandas como el método más adecuado, aunque estas recomendaciones carecen de un consenso científico (Wanless et al. 2002, Teixeira et al. 2007) y su éxito puede variar de unos grupos animales a otros (Resende et al. 2021). La liberación blanda puede facilitar la aclimatación al medio natural de un animal criado en cautividad y reducir el estrés. Por el contrario, ese mismo periodo de espera (aclimatación) probablemente aumentará el estrés acumulativo en animales capturados en la naturaleza aumentando las probabilidades de lesiones traumáticas (Dickens et al. 2009). Además, las reintroducciones blandas suelen ser mucho más costosas debido a la compleja infraestructura que requieren para el mantenimiento de los animales y al mismo tiempo, no ofrecen mayores garantías de éxito que las liberaciones ‘duras’ (Swaigood 2010). Diversos estudios recomiendan la captura rápida y la liberación dura como el procedimiento más adecuado para pequeñas aves insectívoras territoriales (Lovegrove & Veitch, 1994, Lovegrove, 1996).

La liberación blanda puede producir un efecto negativo en la supervivencia a largo plazo, aunque este efecto no se observe en las primeras semanas tras la suelta (Richardson et al. 2015). Estudios comparativos de ambos métodos muestran diferencias significativas en la supervivencia (mayores en los de suelta dura) de los individuos liberados por ambos sistemas (Richardson et al. 2015, Tabla 1) señalando como errónea la idea de los beneficios (oportunidad para adaptarse al nuevo entorno) de las sueltas blandas en animales procedentes del medio natural (Davidson et al. 1997, Clarke et al. 2002, Franceschini et al. 2008, Richardson et al. 2015).

Por último, se han descrito varios métodos complementarios para aumentar la supervivencia posterior a la liberación como son la alimentación suplementaria, la facilitación de lugares de descanso y reproducción o la utilización de señales de atracción (reclamos electrónicos) para minimizar la dispersión (Miskelly et al. 2010, Bradley et al. 2011).

Tabla 1. Recopilación de publicaciones recientes sobre transporte y liberación de aves en el marco de proyectos de reintroducción de aves.

‘Origen’ hace referencia a la procedencia de los individuos translocados: procedentes del medio natural, reproducción en cautividad o crianza a partir de huevos obtenidos de nidos en el campo (‘Crecim. en cautividad’). ‘Modo’ indica la forma en la que los individuos fueron transportados: de forma individual o varios individuos conjuntamente. ‘Alimentación’ se refiere a si se proporcionó alimentación suplementaria entre la captura y la liberación. El ‘Tiempo’ es el periodo de cautiverio entre la captura y la liberación. El ‘tipo de liberación’ detalla el método empleado al reintroducir los individuos; blanda, dura, aviario (cuando se empleó liberación retardada); así como el periodo (días) en las que las aves permanecieron cautivas. La ‘supervivencia’ indica el porcentaje de individuos que estimado que sobrevivieron al menos 8 meses después de la liberación.

Reference	Year	Specie	Origin	Transport	Mode	Feeding	Time	Type of release	Survival (%)
Leech et al. 2007	2003	<i>Acanthisitta chloris</i>	Natural environment	Wooden boxes	Individual	Yes	5 days	Aviary 5 days + hard release	73
Fountain et al. 2016	2006-2010	<i>Emberiza cirrus</i>	Captive rearing	Boxes	-	Yes	2.5 h	Soft. Chicken breeding and re-release	25,3
Richardson et al. 2015	2007	<i>Notiomystis cincta</i>	Natural environment	Boxes	Separated by sex and age	Yes	1.25 h	Aviary 9-14 days + soft release	4-77 (blanda/dura)
Withers et al. 2019	2008, 2010	<i>Acanthisitta chloris granti</i>	Natural environment	Wooden boxes	Individual	Yes	< 5 h	Hard	22
Bennett 2012	2009	<i>Climacteris picumnus</i>	Natural environment	Cotton bags in dark, ventilated box	Individual	No	5.92 h	Hard	15
Jenni et al. 2014	2009	<i>Perdix perdix</i>	Captive rearing	-	Groups	Yes	9-33 h	Soft. Chicken breeding and re-release	-
Delgado et al. 2016	2010-2012	<i>Fringilla teydea polatzeki</i>	Captive breeding	-	Groups	Yes	-	Soft (14 days)	77
Cumming et al. 2021	2015	<i>Alopochen aegyptiacus</i>	Natural environment	Cardboard boxes in opaque cabin	-	-	-	Soft (14 days)	100
Mitchell et al. 2022	2018	<i>Stipiturus mallee</i>	Natural environment	Small, ventilated boxes	Alone or in pairs	Yes	24.5 h	Hard	0
Brooke et al. 2020	2018, 2019	<i>Alauda razae</i>	Natural environment	Cotton bags	Individual	No	15 h	Hard	-

Consideraciones para el transporte y liberación de individuos de alondra ricotí

La alondra ricotí es un ave esteparia típicamente territorial (Pérez-Granados et al. 2016). Los machos defienden los territorios a lo largo del ciclo anual (Suárez 2010), con una clara preferencia por aquellos parches con una cobertura aproximada del 30% y un elevado porcentaje de suelo desnudo (Tellería et al. 1988, Seoane et al. 2006, Suárez 2010). La especie muestra un plumaje muy críptico, es extremadamente esquiva y reacia a volar incluso cuando hay humanos cerca (Tella et al. 2005, Vögeli et al. 2008). La mayoría de los contactos con la especie son auditivos y los avistamientos son difíciles de realizar.

Su distribución se restringe a España y el norte de África (Suárez 2010). La población española, y por tanto europea, ha disminuido un 41% entre 2004 y 2015 (Gómez-Catasús et al. 2018) y está formada por unas 1.300-2.400 parejas reproductoras (Suárez 2010). En consecuencia, las poblaciones europeas están catalogadas como Vulnerables por la IUCN (BirdLife International 2020).

Teniendo en cuenta las experiencias previas incluidas en el presente documento, así como los conocimientos sobre la ecología de la especie y su delicado estado de conservación, las metodologías a emplear en las futuras experiencias de translocación **deberían minimizar al máximo el tiempo de cautiverio entre la captura y la liberación de los individuos** (Leech et al. 2007). Dado que se trata de una especie territorial y no gregaria el **transporte individualizado** de las aves capturadas sería el más indicado para evitar agresiones conespecíficas (Lovegrove & Veitch, 1994; Parker, 2002; Brooke et al. 2020). Sobre la base de que las translocaciones idealmente serían realizadas en un corto periodo de tiempo (<10 horas) el **diseño del habitáculo** para realizar el transporte debería **limitar el movimiento natural para reducir el estrés o lesiones** (Sherwin 2004, Gebhardt-Henrich & Steiger 2006). En este sentido los individuos pueden ser **transportados en las mismas estancias donde fueron ubicados tras la captura** (Withers et al. 2019). El uso de **bolsas de algodón introducidas en cajas individuales** bien ventiladas y opacas a la luz exterior podría ser una opción adecuada ya empleada con anterioridad (Bennett 2012, Brooke et al. 2020).

Al tratarse de una especie no gregaria y de la que existen numerosas poblaciones estables con un reducido número de individuos, la supervivencia y la reproducción no deberían verse directamente afectadas por el número de individuos liberados simultáneamente. Por este motivo y por tratarse de una primera experiencia piloto **las liberaciones podrían iniciarse con un reducido número de aves (<30)**.

Finalmente, y siguiendo las recomendaciones de estudios anteriores sugerimos la **liberación dura** como el método de liberación a emplear en pequeñas aves insectívoras territoriales (Lovegrove & Veitch, 1994, Lovegrove, 1996). Todas las metodologías empleadas en las futuras translocaciones deberán ser evaluadas y podrán ser sometidas a las modificaciones necesarias según el transcurso de los trabajos.



Bibliografía

- Adams, N. J., Parker, K. A., Cockrem, J. F., Brunton, D. H., Candy, E. J. (2010) Corticosterone responses and post-release survival in translocated North Island Saddlebacks (*Philesturnus rufusater*) in New Zealand. *Emu* 110: 296–301.
- Asher, L., Davies, G. T., Bertenshaw, C. E., Cox, M. A., & Bateson, M. (2009). The effects of cage volume and cage shape on the condition and behaviour of captive European starlings (*Sturnus vulgaris*). *Applied Animal Behaviour Science* 116: 286–294.
- Benayas, J. M. R., Newton, A. C., Diaz, A., Bullock, J. M. (2009) Enhance of biodiversity and ecosystem services by ecological restoration: A meta-analysis. *Science* 325: 1121–1124.
- Bennett, V. A. Return of the Fauna: Brown Treecreeper Reintroduction in Eucalypt Woodland. Doctoral Thesis. Australian National University. 2012. 306 p.
- BirdLife International (2020) Chersophilusduponti. The IUCN Red List of ThreatenedSpecies 2020: e.T22717380A173711498. Downloaded on 4 February 2021
- Bradley, D.W., Ninnes, C.E., Valderrama, S.V., Waas, J.R. (2011) Does ‘acoustic anchoring’ reduce post-translocation dispersal of North Island robins? *Wildlife Research* 38: 69–76.
- Brooke, M., Gregory, L., Geraldès, P., Castelló, L., Donald, P. F., Melo, T., Bores, J. (2020). Lessons and surprises from an inter-island re-introduction of the critically endangered Raso lark *Alauda razae* of Cape Verde. *Parks* 26: 47–58.
- Clarke, R.H., Boulton, R.L., Clarke, M.F. (2002) Translocation of the socially complex black-eared miner *Manorina melanotis*: a trial using hard and soft release techniques. *Pacific Conservation Biology* 8: 223–234.
- Cumming, G. S., Henry, D. A., Reynolds, C. (2022). Translocation experiment gives new insights into the navigation capacity of an African duck. *Diversity and Distributions* 28: 1034–1049.
- Davidson G.W., Thorarensen H.T., Lokman M., Davie P.S. (1997). Stress of capture and captivity in kahawai *Arripis trutta*. *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* 118: 1405–1410.
- Delgado, A., Calabuig, P., Suárez, V., Trujillo, D., & Suárez-Rancel, M. M. (2016). Preliminary assessment of the release of captive-bred Gran Canaria Blue Chaffinches *Fringilla teydea polatzeki* as a reinforcement population. *Bird Study* 63: 554–558.
- Dickens, M.J., Delehanty, D.J. & Romero, L.M. (2009) Stress and translocation: alterations in the stress physiology of translocated birds. *Proceedings of the Royal Society B* 276: 2051–2056.
- Dickens, M. J., Delehanty, D. J., Romero, L. M. (2010) Stress: An inevitable component of animal translocation. *Biol. Conserv.* 143: 1329–1341.
- Ebrahimi, M., Ebrahémie, E., Bull, C. M. (2015) Minimising the cost of translocation failure with decision-tree models that predict species’ behavioral response in translocation sites. *Conserv. Biol.* 29: 1208–1216.
- Ewen, J.G., Clarke, R.H., Moysey, E., Boulton, R. L., Crozier, R. H., & Clarke, M. F. (2001) Primary sex ratio bias in an endangered cooperatively breeding bird, the black-eared miner, and its implications for conservation. *Biological Conservation* 101: 137–145.



- Ferrer, M., Morandini, V. (2018). The recovery of Osprey populations in the Mediterranean basin. *Ibis* 160: 923–925.
- Fountain, K., Jeffs, C., Croft, S., Gregson, J., Lister, J., Evans, A., Carter, I., Chang, I.M., Sainsbury, W. (2017). The influence of risk factors associated with captive rearing on post-release survival in translocated ciril buntings *Emberiza cirilus* in the UK. *Oryx*, 51: 332–338.
- Franceschini M.D., Rubenstein D.I., Low B., Romero L.M. (2008). Fecal glucocorticoid metabolite analysis as an indicator of stress during translocation and acclimation in an endangered large mammal, the Grevy's zebra. *Anim. Conserv.* 11: 263–269
- Gago J, Anastácio P, Gkenas C, Banha F, Ribeiro F (2016) Spatial distribution patterns of thenon-native European catfish, *Silurus glanis*, from multiple online sources-a case study forthe River Tagus (Iberian Peninsula). *Fisheries Management and Ecology* 23: 503–509
- Gebhardt-Henrich, S.G., Steiger, A. (2006) Effects of aviary and box sizes on body mass and behaviour of domesticated budgerigars (*Melopsittacus undulatus*). *Animal Welfare* 15: 353–358.
- Gómez-Catasús, J., Pérez-Granados, C., Barrero, A., Bota, G., Giralt, D., López-Iborra, G.M., Serrano, D., Traba, J. (2018). European population trends and current conservation status of an endangered steppe-bird species: the Dupont's lark *Chersophilus duponti*. *PeerJ* 6:e5627
- Groombridge, J. J., Massey, J. G., Bruch, J. C., Malcolm, T. R., Brosius, C. N., Okada, M. M., & Sparklin, B. (2004). Evaluating stress in a Hawaiian honeycreeper, *Paroreomyza montana*, following translocation. *Journal of Field Ornithology* 75: 183–187.
- Fischer, J., Lindenmayer, D. B. (2000) An assessment of the published results of animal relocations. *Biol. Conserv.* 96: 1–11.
- Griffith, B., Michael Scott, J., Carpenter, J. W., Reed, C. (1989) Translocation as a species conservation tool: Status and strategy. *Science* 245: 477–479.
- Jenni, L., Keller, N., Almasi, B., Duplain, J., Homberger, B., Lanz, M., Korner-Nievergelt, F., Schaub, M., Jenni-Eiermann, S. (2015). Transport and release procedures in reintroduction programs: stress and survival in grey partridges. *Animal Conservation* 18: 62–72.
- Mason, G.J. (2010) Species differences in responses to captivity: stress, welfare and the comparative method. *Trends in Ecology and Evolution* 25: 713–721.
- Matson, T.K., Goldizen, A.W., Jarman, P.J. (2004) Factors affecting the success of translocations of the black-faced impala in Namibia. *Biological Conservation* 116: 359–365.
- McEwen, B. S. (1998) Seminars in medicine of the Beth Israel Deaconess Medical Center: protective and damaging effects of stress mediators. *New England J. Medicine* 338: 171–179.
- Miskelly, C.M., Taylor, G.A. Gummer, H., Williams, R. (2010) Translocations of eight species of burrow-nesting seabirds (genera *Pterodroma*, *Pelecanoides*, *Pachyptila* and *Puffinus*: Family *Procellariidae*). *Biological Conservation* 142: 1965–1980.
- Mitchell, A.M., Wellicome, T.I., Brodie, D., Cheng, K. M. (2011) Captive-reared burrowing owls show higher site-affinity, survival, and reproductive performance when reintroduced using a soft-release. *Biological Conservation* 144: 1382–1391.

- Mitchell, W. F., Boulton, R. L., Ireland, L., Hunt, T. J., Verdon, S. J., Olds, L. G., Hedger, C., Clarke, R. H. (2022). Using experimental trials to improve translocation protocols for a cryptic, endangered passerine. *Pacific Conservation Biology* 28: 68–79.
- Muriel, R., Ferrer, M., Casado, E., Madero, A., Calabuig, C. P. (2011). Settlement and successful breeding of reintroduced Spanish imperial eagles *Aquila adalberti* in the province of Cadiz (Spain). *Ardeola* 58: 323–333.
- Leech, T., Craig, E., Beaven, B., Mitchell, D. K., Seddon, P. J. (2007) Reintroduction of rifleman *Acanthisitta chloris* to Ulva Island, New Zealand: evolution of techniques and population persistence. *Oryx* 41: 369–375.
- Lopez-Scepulcre, A., Doak, N. Norris, K., Shah, N. J. (2008) Population trends of Seychelles magpie-robins *Copsychus sechellarum* following translocation to Cousin Island, Seychelles. *Conservation Evidence* 5: 33–37.
- Lovegrove, T.G., Veitch, C.R. (1994) Translocating wild forest birds. *Ecological Management* 2: 23–35.
- Lovegrove, T.G. (1996) Island releases of saddlebacks *Philesturnus carunculatus* in New Zealand. *Biological Conservation* 77: 151–157.
- Oro, D., Martinez-Abraín, A., Villuendas, E., Sarzo, B., Minguez, E., Carda, J., Genovart, M. (2011) Lessons from a failed translocation programme with a seabird species: Determinants of success and conservation value. *Biol. Conserv.* 144: 851–858.
- Parker, K.A. (2002) *Ecology and Management of North Island Fernbird (Bowdleria punctata vealeae)*. University of Auckland, Auckland, New Zealand.
- Parker, K. A. (2008) Translocations: Providing outcomes for wildlife, resource managers, scientists, and the human community. *Restoration Ecol.* 16: 204–209.
- Parker, K., Dickens, M. J., Clarke, R. H., Lovegrove, T. (2011) The theory and practice of catching, holding, moving and releasing animals. In J. G. Ewen, D. P. Armstrong, K. A. Parker and P. J. Seddon, eds. *Reintroduction biology: Integrating science and management*. Oxford, UK: Blackwell Publishing Ltd.
- Pérez-Granados, C., Osiejuk, T., López-Iborra, G.M. (2016). Habitat fragmentation effects and variations in repertoire size and degree of song sharing among close Dupont's lark *Chersophilus duponti* populations. *Journal of Ornithology* 157: 471–482.
- Reynolds, M.H., Seavy, N.E., Vekasy, M.S. et al. (2008) Translocation and early postrelease demography of endangered Laysan teal. *Animal Conservation* 11: 160–168.
- Resende, P. S., Viana-Junior, A. B., Young, R. J., Azevedo, C. S. (2021). What is better for animal conservation translocation programmes: Soft-or hard-release? A phylogenetic meta-analytical approach. *Journal of Applied Ecology* 58: 1122–1132.
- Richardson, K., Castro, I. C., Brunton, D. H., Armstrong, D. P. (2015). Not so soft? Delayed release reduces long-term survival in a passerine reintroduction. *Oryx*, 49, 535–541.
- Seddon, P. J., Armstrong, D. P., Maloney, R. F. (2007) Developing the science of reintroduction biology. *Conserv. Biol.* 21: 303–312.

- Seddon, P. J., Griffiths, C. J., Soorae, P. S., Armstrong, D. P. (2014) Reversing defaunation: Restoring species in a changing world. *Science* 345: 406–412.
- Sherwin, C.M. (2004) The motivation of group-housed laboratory mice, *Mus musculus*, for additional space. *Animal Behaviour* 67: 711–717.
- Seoane, J., Justribó, J. H., García, F., Retamar, J., Rabadán, C., Atienza, J. C. (2006). Habitat-suitability modelling to assess the effects of land-use changes on Dupont's lark *Chersophilus duponti*: A case study in the Layna Important Bird Area. *Biological conservation* 128: 241–252.
- Simon, M. A., Gil-Sanchez, J. M., Ruiz, G., Garrote, G., McCain, E. B., Fernandez, L., López-Parra, M., Rojas, E., Arenas-Rojas, R., Del Rey, T., García-Tardío, M., López, G. (2012). Reverse of the decline of the endangered Iberian lynx. *Conservation Biology* 26: 731–736.
- Suárez, F. (Ed.). 2010. *La alondra ricotí, Chersophilus duponti*. Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente y Medios Rural y Marino. Madrid.
- Swaisgood, R.R. (2010) The conservation-welfare nexus in reintroduction programmes: a role for sensory ecology. *Animal Welfare* 19: 125–137.
- Tavecchia, G., Viedma, C., Martínez-Abrain, A., Bartolome, M.-A., Gomez, J. A., Oro, D. (2009) Maximizing re-introduction success: Assessing the immediate cost of release in a threatened waterfowl. *Biol. Conserv.* 142: 3005–3012.
- Teixeira, C.P., De Azevedo, C.S., Mendl, M. *et al.* (2007) Revisiting translocation and reintroduction programmes: the importance of considering stress. *Animal Behaviour* 73: 1–13.
- Tella, J. L., Vögeli, M., Serrano, D., Carrete, M. (2005). Status of the threatened Dupont's lark in Spain: overestimation, decline, extinction of local populations. *Oryx* 39: 1-5.
- Tellería, J. L., Santos, T., Álvarez, G., Sáez-Royuela, C. (1988). Avifauna de los campos de cereales del interior de España. En, F. Bernis (Ed.): *Aves de los medios urbano y agrícola*, pp. 174-319. Monografías de la S.E.O., núm. 2, Madrid.
- Vögeli, M., Laiolo, P., Serrano, D., Tella, J. L. (2008). Who are we sampling? Apparent survival differs between methods in a secretive species. *Oikos*, 117: 1816–1823.
- Weiss, J.M. (1968) Effects of coping responses on stress. *Journal of Comparative and Physiological Psychology*, 65: 251–260.
- Wanless, R.M., Cunningham, J., Hockey, P.A., Wanless, J., White, R. W., & Wiseman, R. (2002) The success of a soft-release reintroduction of the flightless Aldabra rail (*Dryolimnas [cuvieri] aldabranus*) on Aldabra Atoll, Seyshelles. *Biological Conservation* 107: 203–210.
- Withers, S., Armstrong, D., Ward-Smith, T., Parsons, S., Hauber, M. E. (2019). Improved methods for reducing translocation mortality and obtaining reliable population projections for reintroduction of the New Zealand Rifleman *Acanthisitta chloris*. *Bird Conservation International* 29: 542–557.



APÉNDICE 3.2. ESTUDIO DE FACTIBILIDAD: ANÁLISIS DE VIABILIDAD DE POBLACIÓN

La factibilidad demográfica del programa de translocación se ha verificado mediante un análisis de viabilidad de población (AVP; Traba et al. 2019). Los resultados muestran que reforzar las tres poblaciones receptoras con un número reducido de individuos (6 machos, 2-4 hembras) durante 3 años alarga significativamente la viabilidad de estas poblaciones, mientras que la extracción de individuos no tiene efectos sobre los donantes.

Metodología

Para la realización de los análisis de viabilidad de poblaciones se utilizó el programa de simulaciones estocásticas VORTEX 10.5.6 (Lacy & Pollak 2014) y se corrieron modelos basados en el individuo con 1000 iteraciones para abarcar la estocasticidad demográfica, ambiental y genética. Se mantuvieron todos los valores que venían por defecto en el programa exceptuando los que se explican a continuación. Para evaluar la supervivencia de la metapoblación a medio-largo plazo, los modelos se proyectaron a 20 años tal y como está establecido en los criterios de la IUCN. Los modelos centrados en el individuo se basan en resultados independientes de sus destinos, por lo que incluyen estocasticidad demográfica (variación aleatoria de nacimientos y muertes), ambiental (variaciones en las enfermedades, depredación, disponibilidad de alimento, clima, catástrofes naturales) y genéticas (disminución del fitness debido a la endogamia y pérdida de variabilidad genética provocado por la aleatoriedad de la deriva genética (Lacy 2000)). Todos los AVP fueron diseñados con nivel subpoblacional ($n=100$) utilizando la estructura de metapoblación Ibérica (García-Antón et al. 2021). En cada iteración, se declaró población extinta cuando al menos uno de los dos sexos llegara a extinguirse.

Se incluyó depresión por endogamia para introducir procesos de evolución en los modelos. Se utilizó el valor por defecto de 6.29 en letalidad, tal como sugieren Lacy y Pollak, ya que es la representa el efecto combinado de la endogamia sobre la fecundidad y la supervivencia en el primer año (O'Grady et al. 2006). Se corrigió la correlación en la variabilidad ambiental entre poblaciones con un valor intermedio del 50% (Suárez & Carriles 2010). También mantuvo su valor por defecto del 50% la correlación entre la reproducción y la supervivencia. Como ya se hizo en el estudio de Suárez y Carriles, se incluyó una catástrofe por región con una frecuencia del 5% en los años en los que el 5% de las hembras no se reprodujera y la supervivencia fuera menor del 5%.

El PVA se realizó en dos pasos. En primer lugar, construimos un modelo base considerando el valor más plausible para cada parámetro poblacional en relación con la información actual disponible (en negrita en la Tabla 1), y a continuación realizamos un análisis de sensibilidad sobre el modelo base (sin translocaciones) para evaluar el efecto de la incertidumbre y la variabilidad sobre nuestras



proyecciones de referencia. Para ello, variamos progresivamente el valor de un parámetro determinado, manteniendo todos los demás en el valor de base. Variamos sucesivamente los valores de (1) productividad, (2) número de hembras reproductoras, (3) mortalidad de machos, (4) mortalidad de hembras, (5) mortalidad de juveniles, y (6) supervivencia en la dispersión. Los rangos evaluados de los parámetros se indican en la Tabla 1. Se realizaron 1.000 iteraciones para cada escenario y, a continuación, se resumió la variación en la probabilidad de extinción proyectada a 20 años para cada nivel de sensibilidad. En segundo lugar, simulamos el proceso de translocación para evaluar su efecto tanto en las poblaciones donantes como en las receptoras. Añadimos al modelo base el movimiento de distintos números de machos y hembras, y distintos niveles de supervivencia aparente inmediatamente después de la translocación (para representar la posibilidad de mortalidad y/o dispersión lejos del lugar de liberación). Evaluamos los efectos de estas variaciones en el tiempo medio hasta la extinción de las poblaciones donantes y translocadas, y en la superficie total de hábitat adecuado.

Tabla 1. Los parámetros escogidos para realizar el análisis de sensibilidad con sus respectivos valores. En negrita se muestra el modelo base.

Parámetro	Análisis de sensibilidad
Productividad	1.2, 1.3, 1.14, 1.5, 1.6, 1.7, 1.8, 1.9
Hembras reproductoras	100, 95, 90, 85, 80, 75, 70
Mortalidad machos	0, 10, 20, 30, 40, 50, 52, 60, 70
Mortalidad hembras	40, 50, 60, 69, 80, 90
Mortalidad juveniles	60, 62.5, 65, 67.5, 69, 70, 72.5, 75
Supervivencia en la dispersión	10, 20, 30, 40, 50, 60, 70, 80, 90, 100

Resultados

A continuación, se muestran las gráficas de los resultados obtenidos en los distintos análisis del AVP. En cada gráfica, las barras representan el error estándar sobre 1000 iteraciones, y - en el análisis de sensibilidad - la barra gris indica el valor del parámetro para el modelo base.

El análisis de sensibilidad indica que la reproducción es la etapa clave para la conservación. El aumento de la productividad o de la supervivencia de juveniles y hembras es lo que más afecta a la viabilidad de la población (un aumento de la productividad de 1,5 a 1,7, una reducción de la mortalidad de hembras del 69% al 60% o una reducción de la mortalidad de juveniles del 69% al 65% reducen la probabilidad de extinción en más de un 50%; Fig. 1-3).

La simulación del proceso de translocación indica que la extracción de individuos de las poblaciones donantes en Parameras de Molina (Molina de Aragón), Altos de Barahona o Layna, no cambió el tiempo medio esperado de extinción de esas poblaciones (Fig. 7). Por el contrario, se espera que las poblaciones translocadas persistan durante una década si se liberan al menos 8-10 individuos (6M/2-4H) (Fig. 8). La dispersión inmediata o la mortalidad tras la liberación pueden reducir este tiempo medio hasta la extinción hasta en un 50% (Fig. 9). Finalmente, como era de esperar, las translocaciones previstas en este proyecto no cambian significativamente la probabilidad de extinción a nivel de metapoblación (Fig. 10 y 11).

A partir de estos resultados se considera que una translocación de 8-10 individuos por año, de igual proporción de sexos cuando sea posible, proporciona una posibilidad razonable de éxito con poco riesgo para las poblaciones de origen seleccionadas (Apdo. 3.2). La supervivencia posterior a la liberación (incluida la dispersión) es un factor clave del éxito, y presenta incertidumbre si se tiene en cuenta el riesgo de regreso a las poblaciones origen, especialmente teniendo en cuenta los retos que plantea determinar la edad de los individuos liberados (Apdo. 4.1). Por lo tanto, en caso de supervivencia insuficiente podría ser posible modificar el protocolo para adoptar medidas adicionales que minimicen la dispersión y promuevan la permanencia en el lugar de liberación, seguidas de un seguimiento específico (Apdo. 3.5).

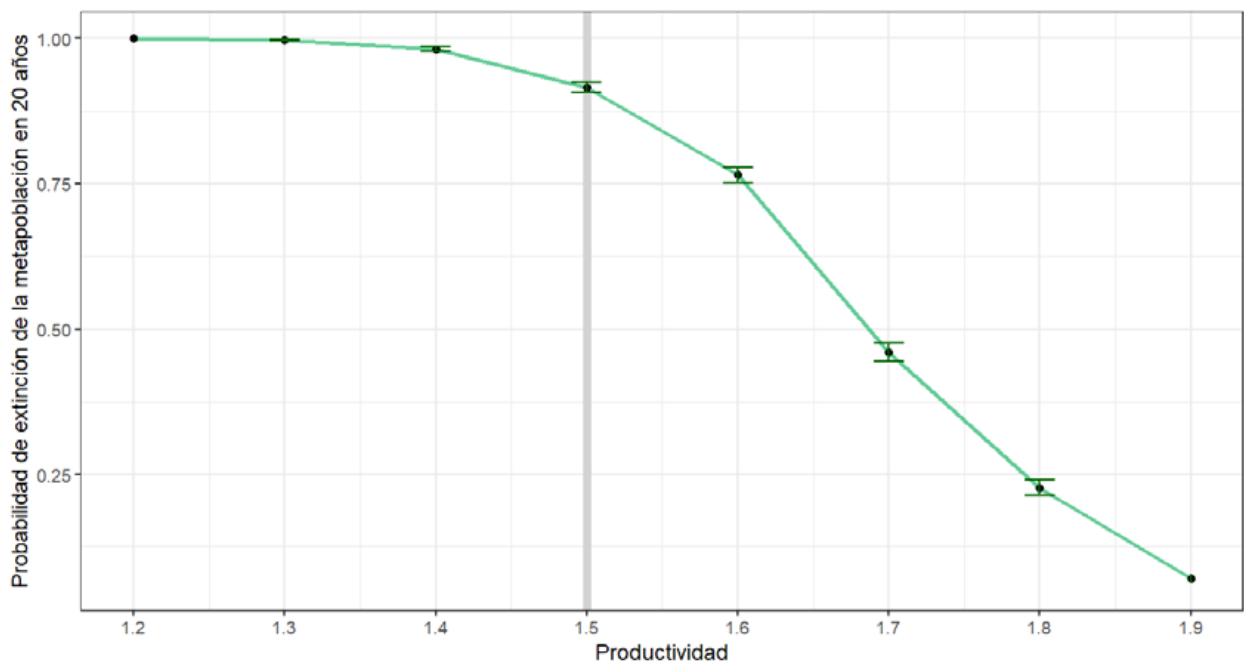


Figura 1. El eje x representa los valores de productividad (fledglings per female and brood) introducidos en el análisis de sensibilidad. El eje y indica la probabilidad de extinción de la población a 20 años. En gris el modelo base.

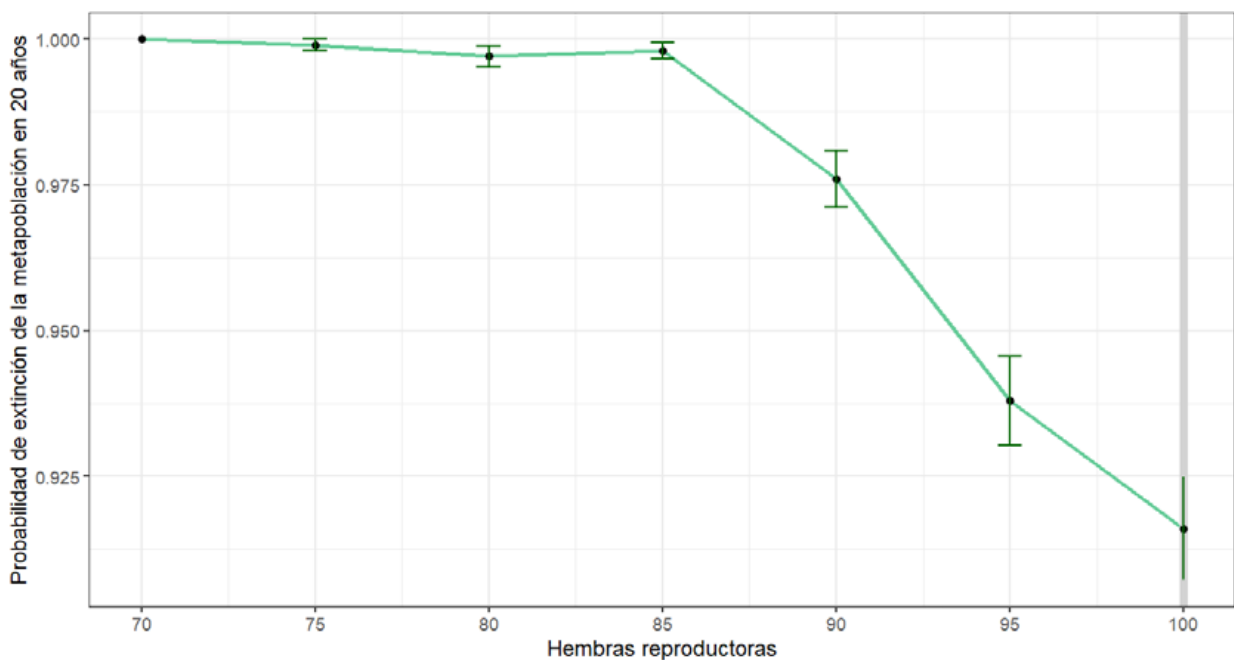


Figura 2. El eje x representa los porcentajes de hembras reproductoras (en cada año) introducidos en el análisis de sensibilidad. El eje y indica la probabilidad de extinción de la población a 20 años. En gris el modelo base.

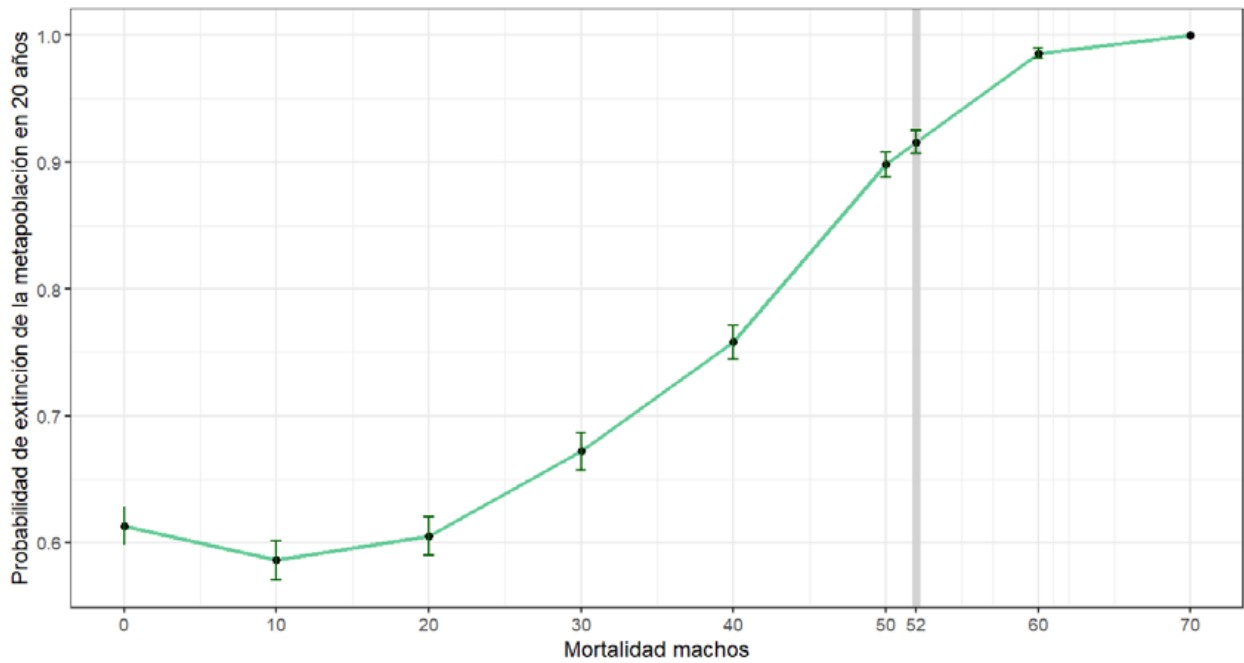


Figura 3. El eje x representa los porcentajes de mortalidad de machos introducidos en el análisis de sensibilidad. El eje y indica la probabilidad de extinción de la población a 20 años. En gris el modelo base.

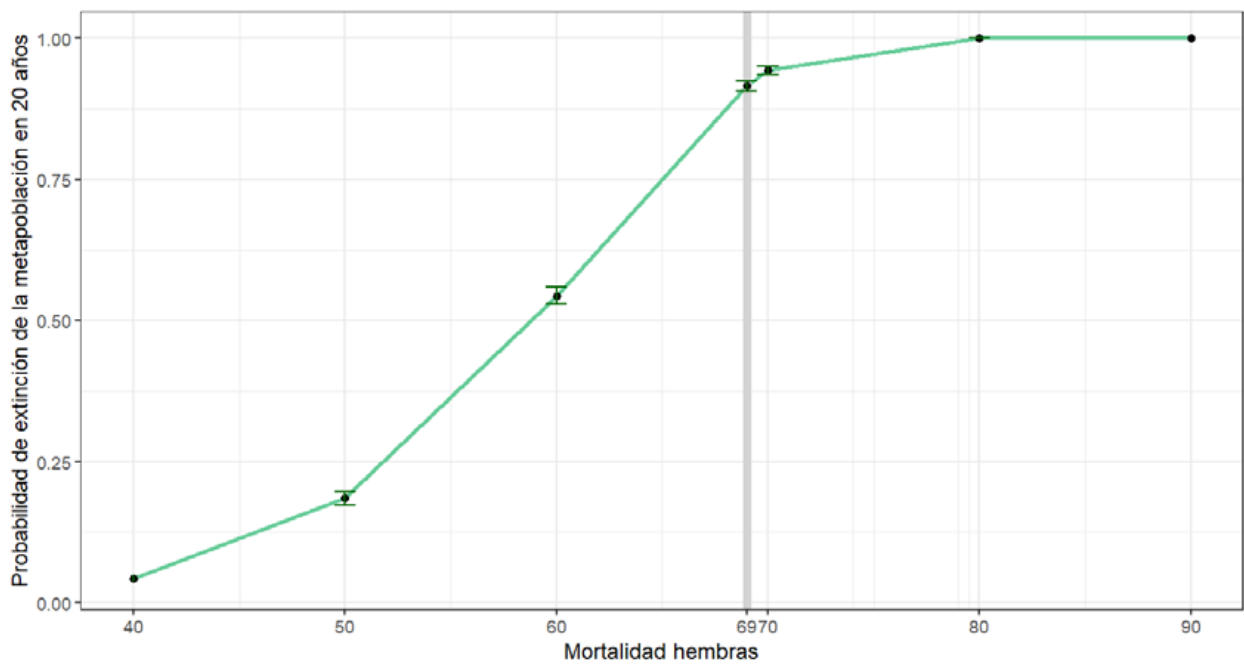


Figura 4. El eje x representa los porcentajes de mortalidad de hembras introducidos en el análisis de sensibilidad. El eje y indica la probabilidad de extinción de la población a 20 años. En gris el modelo base.

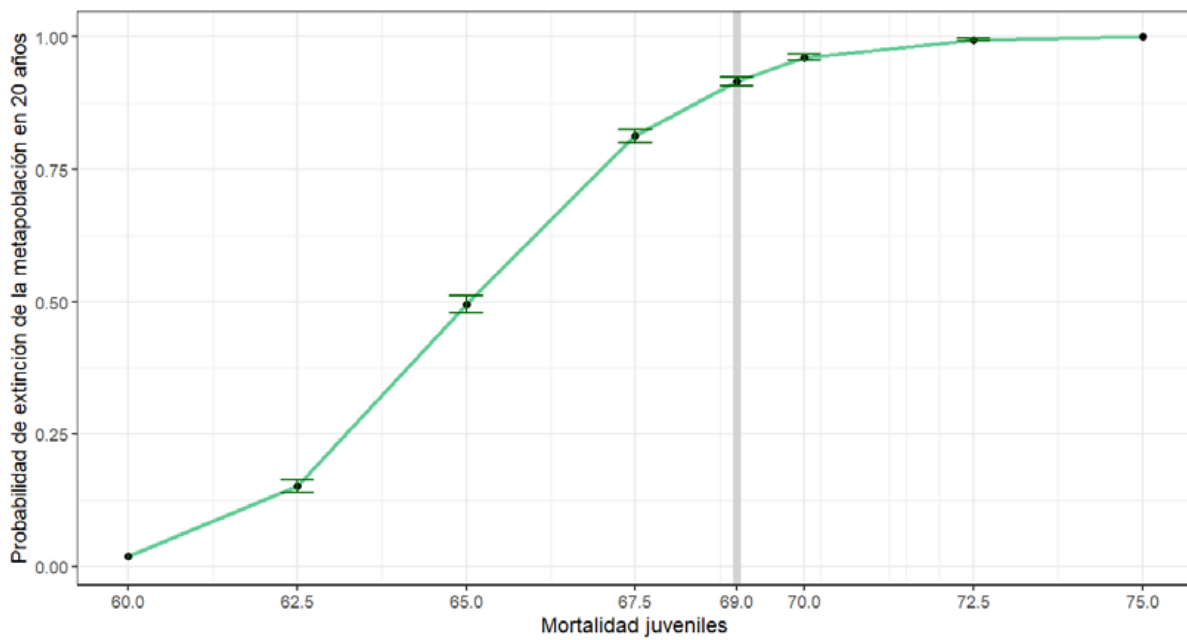


Figura 5. El eje x representa los porcentajes de mortalidad de juveniles introducidos en el análisis de sensibilidad. El eje y indica la probabilidad de extinción de la población a 20 años. En gris el modelo base.

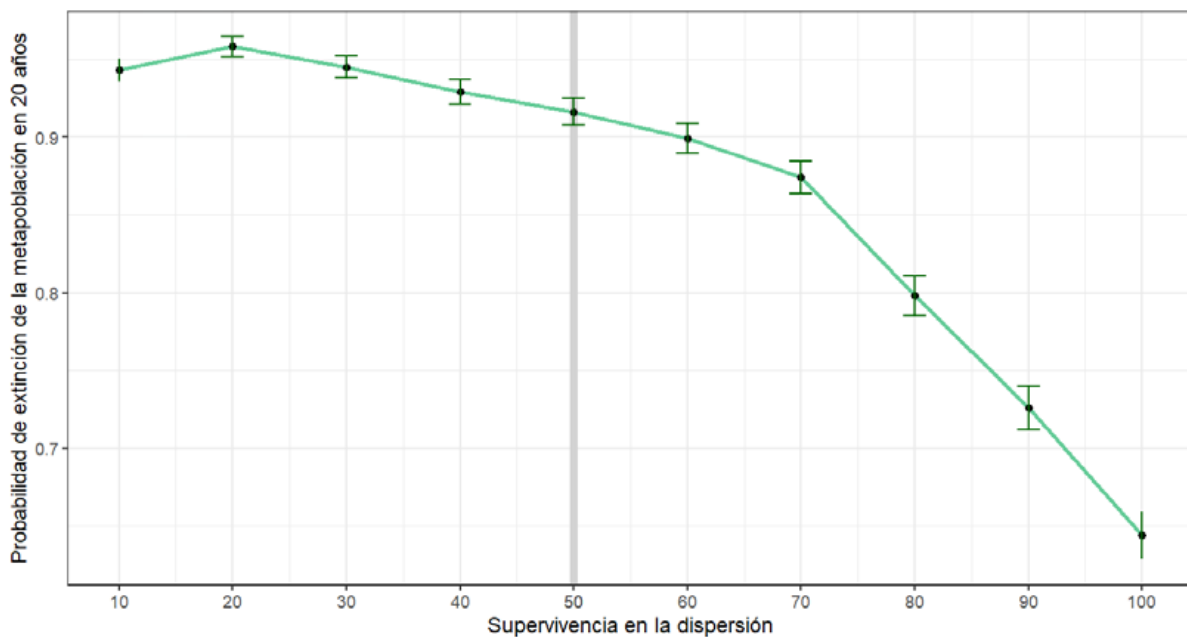


Figura 6. El eje x representa los porcentajes de supervivencia en la dispersión juvenil introducidos en el análisis de sensibilidad. El eje y indica la probabilidad de extinción de la población a 20 años. En gris el modelo base.

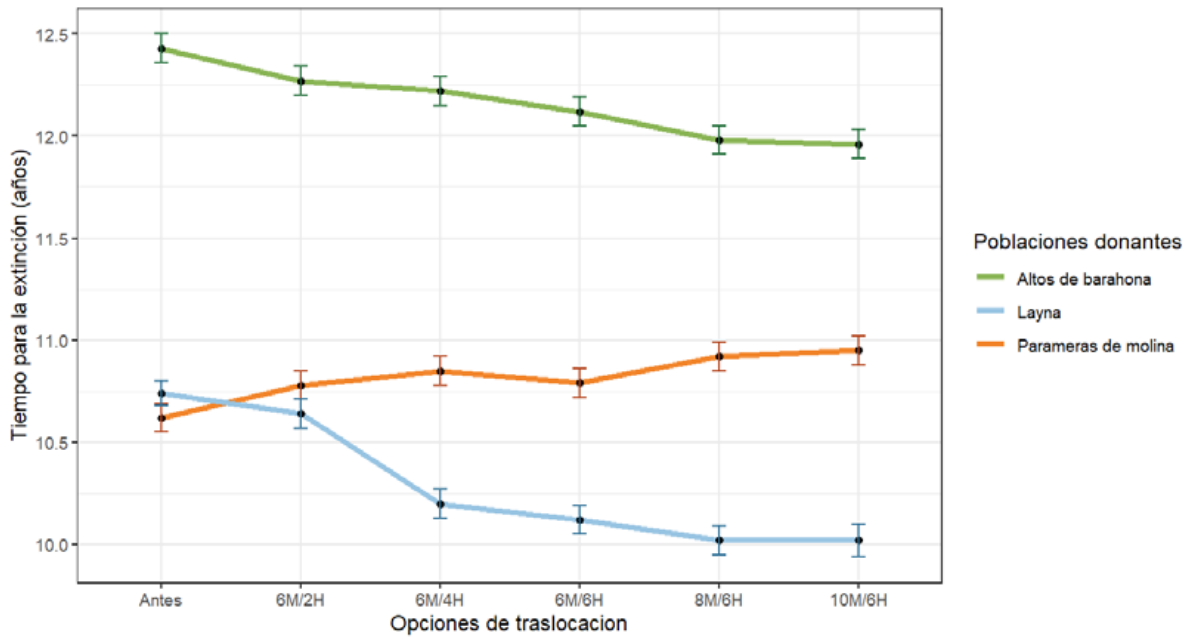


Figura 7. En el eje x se indican las distintas combinaciones de translocación, cambiando en cada caso el número de machos y/o de hembras traslocados. El eje y indica el tiempo medio de extinción de cada una de las poblaciones donantes (sobre 1000 iteraciones).

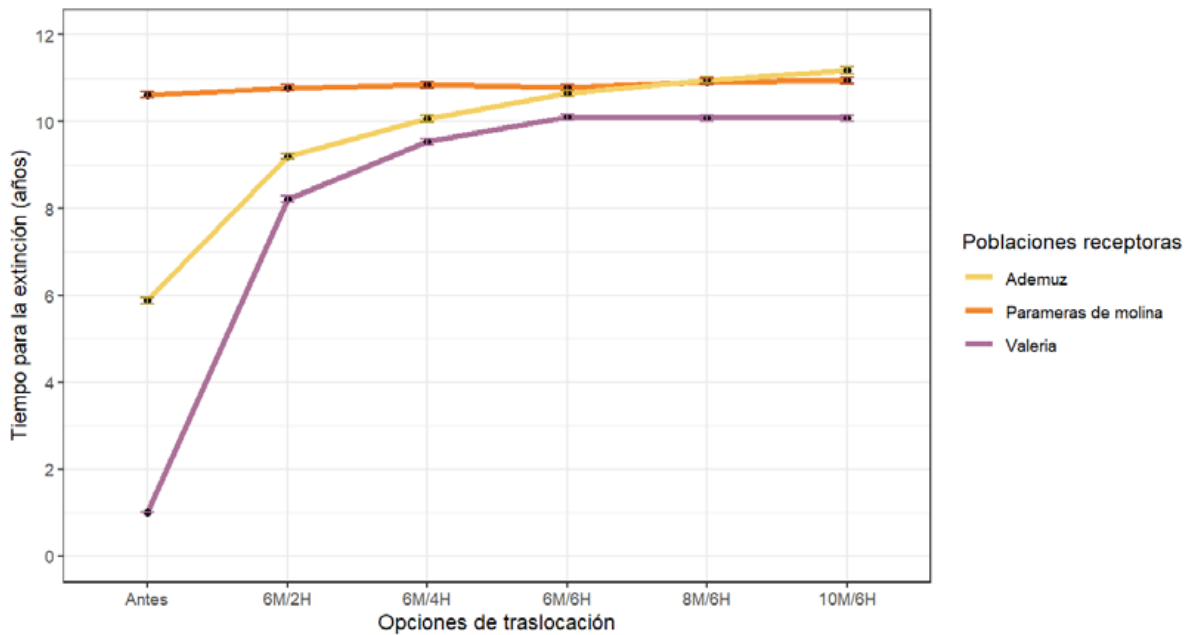


Figura 8. En el eje x se indican las distintas combinaciones de translocación, cambiando en cada caso el número de machos y/o de hembras traslocados. El eje y indica el tiempo medio de extinción de cada una de las poblaciones receptoras (sobre 1000 iteraciones).

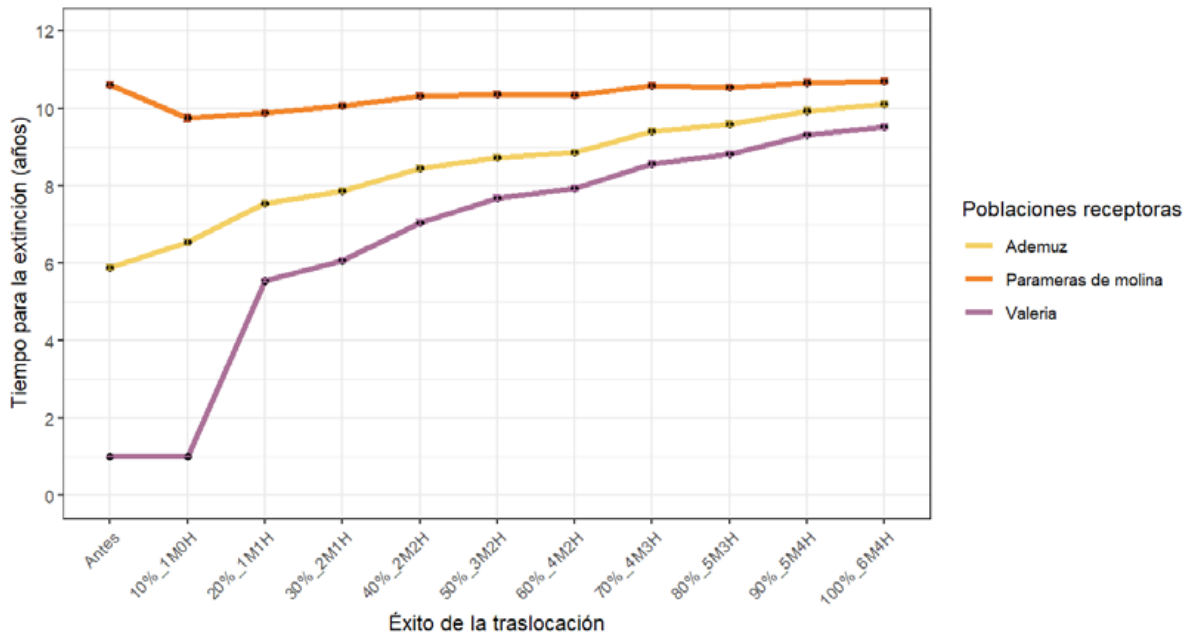


Figura 9. En el eje x se indican los distintos porcentajes de éxito de translocación, cambiando en cada caso la proporción de individuos que sobreviven la fase inmediata post-liberación (a partir de una translocación base de 6M/4H). El eje y indica el tiempo medio de extinción de cada una de las poblaciones receptoras (sobre 1000 iteraciones).

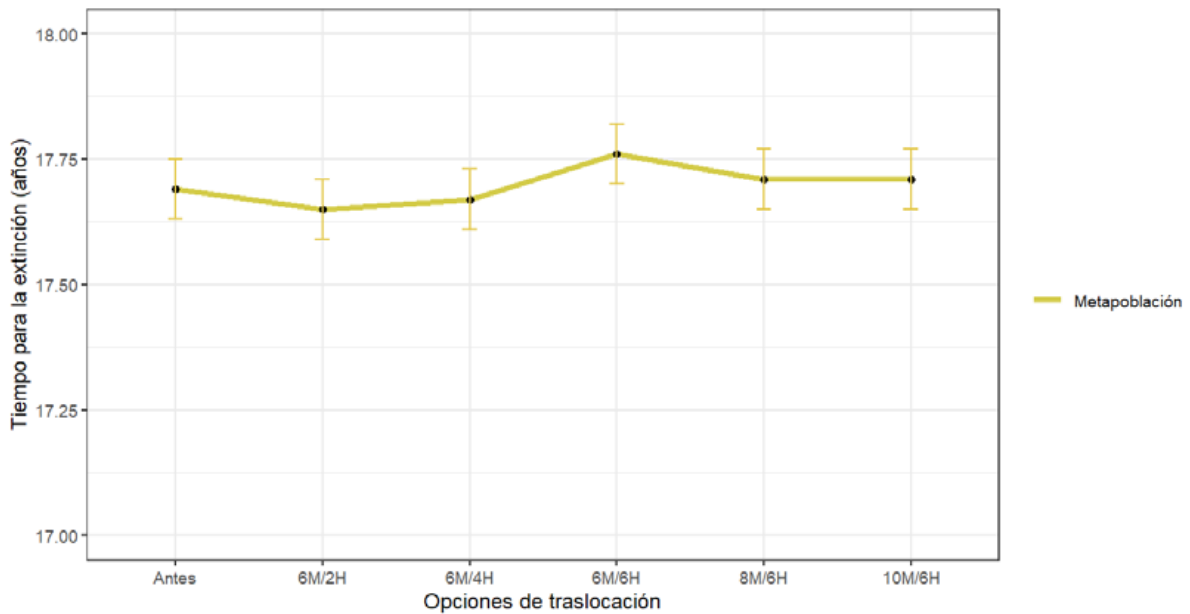


Figura 10. En el eje x se indican las distintas combinaciones de translocación, cambiando en cada caso el número de machos y/o de hembras traslocados. El eje y indica el tiempo medio de extinción de la metapoblación (sobre 1000 iteraciones).

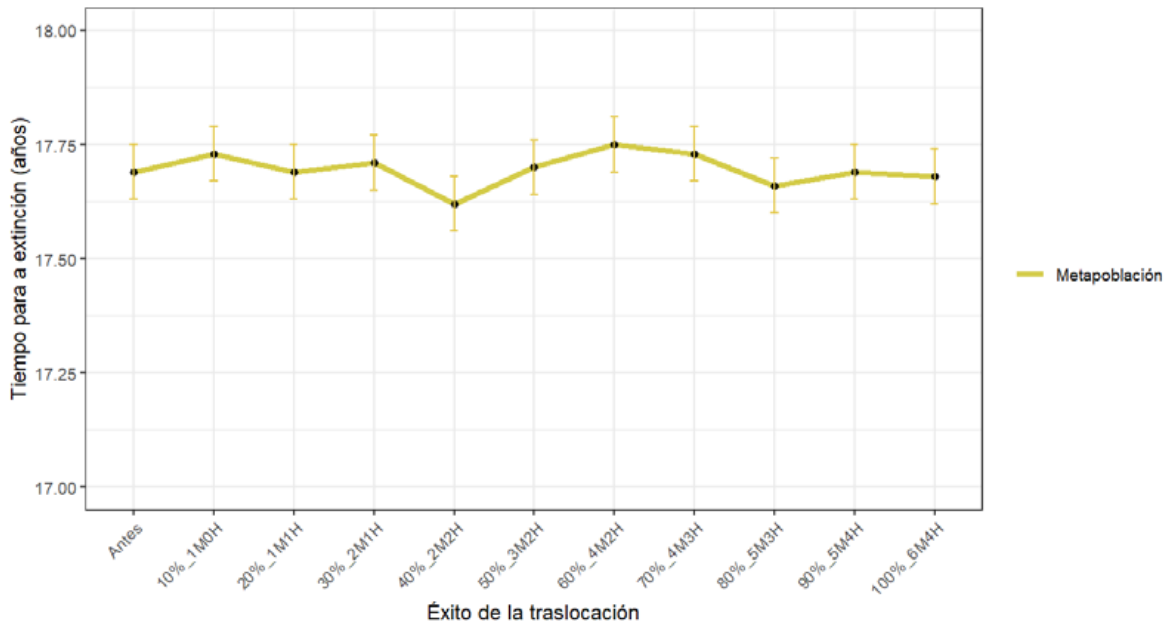


Figura 11. En el eje x se indican los distintos porcentajes de éxito de translocación, cambiando en cada caso la proporción de individuos que sobreviven la fase inmediata post-liberación (a partir de una translocación base de 6M/4H). El eje y indica el tiempo medio de extinción de la metapoblación (sobre 1000 iteraciones).

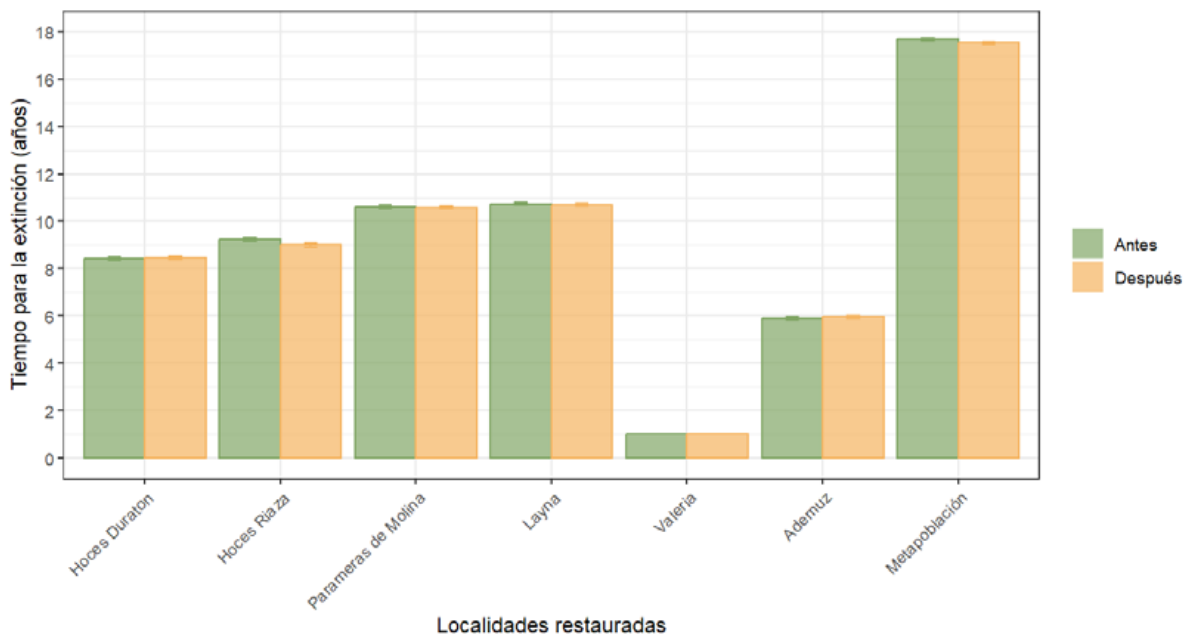


Figura 12. En el eje x se indican las poblaciones que han aumentado su superficie de hábitat útil. El eje y indica el tiempo medio de extinción de cada población (sobre 1000 iteraciones).

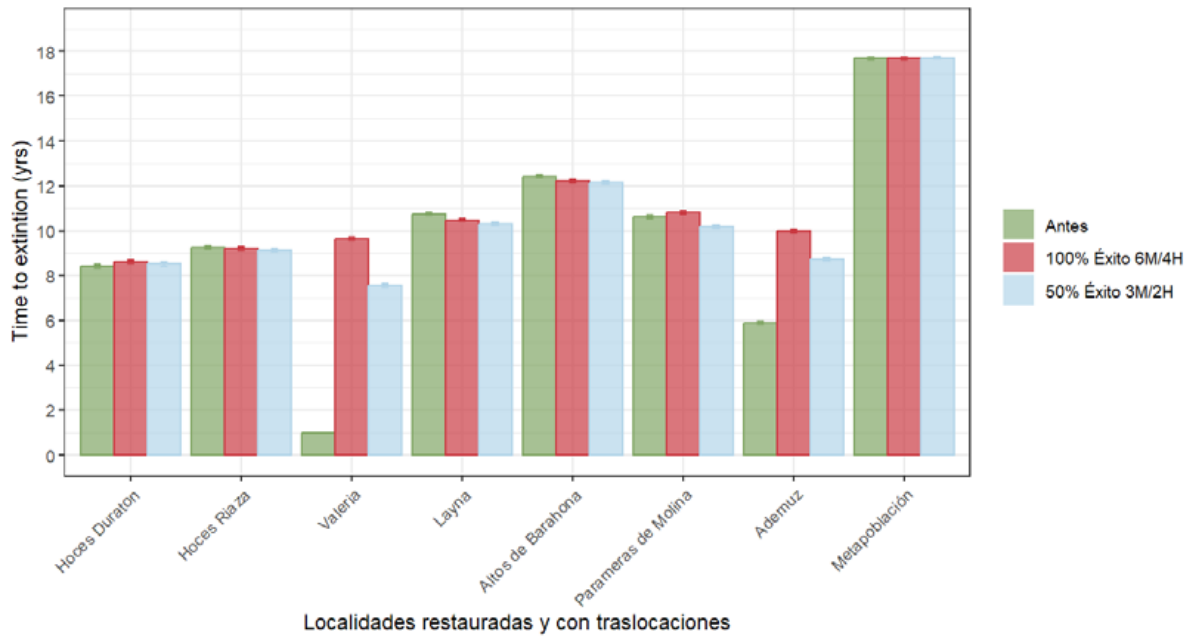


Figura 13. En el eje X las poblaciones que han aumentado su superficie de hábitat útil (todas ellas) y que también han tenido programa de traslocación de individuos (Paramera de Molina, Layna, Altos de Barahona, Valeria y Ademuz). En el eje Y se muestra el tiempo medio de extinción.

Bibliografía

- García-Antón, A., Garza, V. & Traba, J. (2021). Connectivity in Spanish metapopulation of Dupont's lark may be maintained by dispersal over medium-distance range and stepping stones. *PeerJ*, 9, e11925.
- Lacy, R.C. (2000). Considering threats to the viability of small populations using individual-based models. *Ecological Bulletins*, 39–51.
- Lacy, R.C. & Pollak, J.P. (2014). *Vortex: a stochastic simulation of the extinction process. Version 10.0*. Chicago Zoological Society, Brookfield IL.
- O'Grady, J.J., Brook, B.W., Reed, D.H., Ballou, J.D., Tonkyn, D.W. & Frankham, R. (2006). Realistic levels of inbreeding depression strongly affect extinction risk in wild populations. *Biological Conservation*, 133, 42–51.
- Suárez, F. & Carriles, E. (2010). Análisis de viabilidad poblacional. In: *La alondra ricotí (Chersophilus duponti)* (ed. Suárez, F.). Dirección General para la Biodiversidad. Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino., Madrid, pp. 319–326.

APÉNDICE 3.3. ESTUDIO DE FACTIBILIDAD: ANÁLISIS DE RIESGO DE ENFERMEDAD

Introducción

Las translocaciones de animales salvajes son una herramienta esencial para mejorar el estatus de conservación de una especie diana y/o recuperar funciones o procesos de un ecosistema (IUCN 2013). Sin embargo, estos movimientos de animales salvajes aumentan el riesgo de enfermedad, tanto para las poblaciones translocadas como para las receptoras. Las translocaciones incrementan la probabilidad de contacto entre huéspedes y parásitos nuevos, la exposición a agentes infecciosos y no infecciosos durante el transporte y los efectos del estrés en los animales (Davidson & Nettles 1992; Dickens et al. 2010; Kock et al. 2010). En este sentido, la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) recomienda realizar un análisis de riesgo de enfermedad y una monitorización intensiva de todos los animales translocados (IUCN 2013).

Un análisis de riesgo de enfermedad o *Disease Risk Analysis* (DRA) es un proceso estructurado y basado en la evidencia que puede asistir a la toma de decisiones ante la incertidumbre y a determinar el impacto potencial de enfermedades infecciosas y no infecciosas en los ecosistemas, la fauna salvaje, los animales domésticos y las personas (Jakob-Hoff et al. 2014). Los resultados obtenidos a través de un DRA también ayudan a los responsables a considerar opciones para la prevención y mitigación de los riesgos asociados a enfermedad en las poblaciones de interés.

Para el desarrollo del presente DRA, se han seguido los procedimientos descritos por Jakob-Hoff et al. (2014) y se ha utilizado el método publicado por Sainsbury y Vaughan-Higgins (2012), actualizado por Bobadilla Suarez et al. (2017) y Rideout et al. (2017).

El presente DRA se ha completado en cuatro estadios:

1. Definición del problema, identificación de objetivos, preguntas focales, asunciones y limitaciones.
2. Revisión extensiva de toda la literatura publicada (y aquella no publicada disponible) en relación con la biología, ecología y enfermedades de la alondra ricotí (*Chersophilus duponti*). Toda la información resultante se recopiló en una lista resumen.
3. Este resumen fue revisado por un equipo de veterinarios especializados en fauna salvaje y con experiencia relevante en el proyecto, y que aportaron información y opinión crítica en cada una de las fases del DRA.
4. Los resultados se utilizaron para corregir y refinar el documento final y para emitir medidas de manejo y mitigación del riesgo de enfermedad.

El proceso está resumido en la Figura 3.15 e ilustra la estructura que sigue este apartado.





Figura 1. Fases del proceso de Análisis de Riesgo de Enfermedad (DRA; Jakob-Hoff et al., 2014).

Descripción del problema

La justificación y antecedentes, así como las poblaciones de origen y destino para la presente translocación quedan bien reflejados en los apartados anteriores. El objetivo de este DRA es desarrollar estrategias para mitigar el riesgo de enfermedad en la translocación de ejemplares de alondra ricotí en la meseta central ibérica, utilizando un análisis estructurado y científico de la información disponible. El foco es identificar, evaluar y mitigar todos los riesgos significativos para la salud de la alondra ricotí y de toda la fauna vertebrada, animales domésticos y población humana residente en los puntos de liberación, que deriven de la translocación propuesta. El alcance de este DRA se limita a un análisis de riesgo cualitativo de toda la literatura relevante disponible sobre la susceptibilidad de la alondra ricotí a enfermedades infecciosas y no infecciosas. También incluye consideraciones de la biología y amenazas de la especie y el impacto de estos peligros en los objetivos finales del programa. Las preguntas concretas del DRA son:

- ¿Cuál es el riesgo de enfermedad en la alondra ricotí como consecuencia de los riesgos sanitarios identificados asociados a la translocación y que puedan poner en riesgo la supervivencia y el bienestar de los **animales translocados**? ¿Cómo se puede minimizar este riesgo?

- ¿Cuál es el riesgo de enfermedad en la alondra ricotí como consecuencia de los riesgos sanitarios identificados asociados a la translocación y que puedan poner en riesgo las **poblaciones de alondra ricotí residentes**? ¿Cómo se puede minimizar este riesgo?
- ¿Cuál es el riesgo de que las alondras translocadas causen/transmitan enfermedad a la **fauna salvaje, animales domésticos y humanos** presentes en las zonas de destino? ¿Cómo se puede minimizar este riesgo?

Las partes interesadas se comprometen a identificar y aplicar medidas de mitigación para reducir cualquier riesgo identificado hasta niveles aceptables antes de desarrollar la translocación. El nivel de riesgo aceptable es diferente en estas tres poblaciones identificadas:

- Individuos de alondra ricotí translocadas: la translocación ha de suponer impactos en la salud de bajos a moderados.
- Fauna salvaje residente en las zonas de liberación (incluyendo otras alondras): la translocación ha de suponer un riesgo bajo para la salud individual e impactos poblacionales negligibles para la fauna residente.
- Humanos y animales domésticos: la translocación ha de suponer un riesgo negligible de enfermedad.

Todos los DRA en fauna salvaje implican un alto nivel de complejidad e incerteza, por lo cual, la transparencia es una parte esencial durante todo el proceso. Esto incluye explicitar las asunciones y limitaciones del análisis:

- Asunciones
 - La alondra ricotí es susceptible a toda la gama de enfermedades que se han documentado en el orden de los Paseriformes.
 - La alondra ricotí es susceptible a patógenos generalistas de aves, que han demostrado un rango muy amplio de huéspedes.
 - Las pruebas diagnósticas y fármacos que han estado científicamente validados para su uso en aves pueden ser utilizados de forma segura en la alondra ricotí.
- Limitaciones
 - Existe una falta de conocimiento sobre todo el rango de patógenos que pueden afectar a la alondra ricotí y sobre su epidemiología.
 - No existe ninguna investigación completa de los patógenos y problemas de salud que afectan a las poblaciones salvajes de origen y destino.
 - Se desconocen las consecuencias individuales, poblacionales y ecosistémicas de muchas de las enfermedades consideradas.
 - El ámbito de este DRA está limitado a considerar los riesgos de enfermedad asociados a translocaciones de población salvaje a población salvaje y dentro de la zona de la meseta central ibérica (no aplicable a programas de cría en cautividad o translocaciones de mayor distancia).



Identificación de peligros

Itinerario de translocación y descripción de barreras

El itinerario de translocación es una representación visual de la ruta de los animales translocados e ilustra los puntos en que distintos peligros pueden aparecer. En este caso, representa el movimiento de individuos de alondra ricotí de las sub-poblaciones de origen (Guadalajara, Castilla La Mancha) hasta la zona de destino (Guadalajara/Cuenca, Castilla-La Mancha; Figura 3.14 y 3.16). Los peligros pueden ser tanto infecciosos como no infecciosos y pueden ser categorizados según en qué estadio del itinerario actúan (Tabla 3.3). Identificar qué peligros pueden estar actuando para un itinerario de translocación concreto, ayuda a entender el motivo de la identificación de ciertos peligros, a considerar itinerarios alternativos para evitarlos o a implementar medidas para reducirlos.

Una de las principales consideraciones en un itinerario de translocación es si se cruzan barreras ecológicas o geográficas. Las **barreras ecológicas** son aquellas características (e.g. físicas, comportamentales o reproductivas) que impiden la interacción entre dos poblaciones en ausencia de barreras geográficas. Las **barreras geográficas** son barreras naturales y ambientales que impiden el movimiento natural entre poblaciones (e.g. ríos, montañas o mares). La distinción entre itinerarios que cruzan o no estas barreras es crucial ya que la evidencia empírica indica que las epidemias más importantes asociadas a translocaciones se han producido a causa de peligros en origen que han cruzado estas barreras (Sainsbury & Vaughan-Higgins 2012). El itinerario propuesto para la presente translocación implica que los ambientes de origen y de destinación no se encuentran separados por estas barreras. En caso de ausencia de cruce de barreras, no se consideran los peligros de origen y de destinación, ya que son los mismos, y se reduce el riesgo general de enfermedad. Por lo tanto, para este DRA sólo consideraremos peligros de portador, transporte, población y zoonóticos.



Figura 2. Itinerario de translocación propuesto para la alondra ricotí (*Chersophilus duponti*) en el presente análisis de riesgo de enfermedad. La flecha representa el movimiento de individuos. Los tipos peligros identificados se muestran en la caja amarilla.

Tabla 1. Tipos de peligros y definiciones según Bobadilla Suarez et al. (2017).

Tipo de peligro	Definición
Origen (source hazard)	Agentes infecciosos transportados por los individuos translocados y que son nuevos (ajenos) para el ambiente de destino.
Destinación (destination hazard)	Agentes infecciosos presentes en el ambiente de destino y para los cuales los animales translocados no han estado expuestos (naïve).
Portador (carrier hazard)	Organismos comensales que pueden causar enfermedad cuando algún efecto estresante reduce la inmunocompetencia del huésped y alteran la relación huésped-parásito.
Transporte (transport hazard)	Peligros que aparecen durante el transporte y que son nuevos para los animales translocados y/o el ambiente de destino.
Población (population hazard)	Agentes infecciosos y no infecciosos que pueden tener impactos negativos a nivel de población en el ambiente de destino, pero que no son necesariamente nuevos para este.
Zoonótico (zoonotic hazard)	Agentes infecciosos transportados por los individuos translocados y que pueden ser transmitidos y causar enfermedad en humanos.

Fuentes de información

Se ha revisado tanto la literatura publicada como los registros veterinarios no publicados que describen enfermedades que pueden afectar a las especies de Passeriformes y otras aves ibéricas. La información se ha utilizado para crear una lista de peligros que pueden ser relevantes en la translocación de alondra ricotí en la meseta central ibérica. A continuación, veterinarios expertos del grupo de investigación Wildlife Conservation Medicine (WildCoM) de la Universidad Autónoma de Barcelona, revisaron la lista preliminar con notas informativas y se realizaron las correcciones oportunas, basadas en sus conocimientos y experiencia personal.

En base a esta lista preliminar de 37 peligros identificados, los expertos priorizaron los peligros en base a la probabilidad de exposición y a la magnitud de las consecuencias en caso de exposición. Por cada peligro se valoró en Negligible – Bajo – Medio – Alto la probabilidad de exposición y las consecuencias para las tres poblaciones en riesgo. En base a esto, se seleccionaron los siguientes peligros para una evaluación del riesgo detallada:

- Ectoparásitos
- Coccidios

- Hemoparásitos
- *Aspergillus fumigatus*
- Enterobacterias

La lista completa y la clasificación de peligros según los expertos se puede consultar en las Tabla 3.2. y 3.3. (ver apartado 3.3.) respectivamente.

Evaluación de riesgo para los peligros prioritarios

Se han realizado evaluaciones de riesgo para los peligros de especial preocupación para el grupo asesor, en base a su frecuente detección en alondras u otros Paseriformes o a que comúnmente causan mortalidad. La evaluación del riesgo de enfermedad para cada peligro se ha realizado en base a las evaluaciones de exposición y de consecuencias.

En la **evaluación de exposición**, se ha determinado la probabilidad que las alondras translocadas estén expuestas e infectadas con un peligro, y se ha descrito la ruta biológica necesaria para que el peligro se disemine en los animales y el ambiente de destino. En la **evaluación de consecuencias**, se ha determinado la probabilidad y severidad de las consecuencias biológicas, ambientales o económicas asociadas con la entrada, establecimiento y la propagación del peligro. Finalmente, para la **estimación del riesgo**, se han combinado los resultados de las evaluaciones de exposición y consecuencias para evaluar de forma cualitativa el riesgo de enfermedad asociado a un peligro (negligible-bajo-moderado-alto). Las estrategias para el manejo y la mitigación del riesgo asociado a cada peligro se detallan y justifican en el apartado siguiente de este documento.

Ectoparásitos (ácaros, garrapatas y piojos)

Tipo de peligro: Portador (*carrier hazard*)

Justificación del estatus de peligro

La comunidad de ectoparásitos de los pájaros está constituida por artrópodos que viven y se nutren sobre la superficie del hospedador, en la piel o las plumas. Los ectoparásitos en alondras ricotí salvajes procedentes de la zona de destino propuesta para esta translocación (Guadalajara) han estado descritos recientemente (Talabante Ramírez et al. 2019). En este estudio, un 59,7% de los individuos estaba parasitado por al menos una especie de artrópodo, identificándose tres órdenes: Phthiraptera (piojos), Diptera (mosca hipobóscida) y Acarina (ácaros y garrapatas), con una alta diversidad de especies. Un 42,9% de los individuos presentaba ácaros de la pluma (familia Astigmata) y un 16,9 % presentaba piojos (familia Philopteridae, género Brueelia). En el estudio no se reportó ninguna lesión o sintomatología clínica en individuos parasitados. Aunque no existen documentos publicados sobre parasitación de garrapatas en alondra ricotí, el presente grupo de trabajo ha podido registrar la

presencia de garrapatas en la especie, si bien la prevalencia de estas varía ampliamente entre regiones (datos no publicados). También existe información en otras especies cercanas como la alondra común, precisamente en la zona de translocación (Talabante Ramírez 2017).

Mientras que la mayoría de los ácaros y piojos de la pluma son altamente específicos de cada especie de ave, los dípteros y las garrapatas suelen ser más generalistas. La identificación de ectoparásitos a nivel de especie probablemente sea imposible de alcanzar ya que la mayoría probablemente pertenezcan a especies no descritas o todavía por nombrar. Existen documentaciones de ectoparásitos en todas las familias de paseriformes en las que se han investigado, a modo de ejemplo, el género *Brueelia* contiene varios centenares de especies. Por lo tanto, identificar y analizar de forma separada cada ectoparásito es una tarea imposible e innecesaria para el presente DRA.

En general, los ectoparásitos establecen interacciones inocuas en animales silvestres sanos, creando un equilibrio parásito-hospedador que normalmente no impacta en la salud del individuo ni supone un problema poblacional. Sin embargo, en animales debilitados por otras patologías o sometidos a estrés, el número de ectoparásitos puede aumentar muy rápidamente, provocando daños en las plumas, irritación de la piel o pérdida de sangre. En estos casos, los ectoparásitos tienen efectos a nivel de individuo, y más raramente pueden llegar a efectos poblacionales (en casos de poblaciones muy pequeñas o en condiciones sub-óptimas). Asimismo, la introducción de un ectoparásito nuevo en una población “naïve” también puede tener consecuencias en el bienestar y la conservación. La presente translocación no implica el cruce de barreras ecológicas o geográficas, por lo que no se considera posible este último escenario. Considerando que la translocación muy probablemente provoque estrés en las alondras ricotí, es posible que ocurra alguna enfermedad relacionada con la presencia de ectoparásitos.

Evaluación de exposición

Considerando la proporción de alondras ricotí que presentaban ectoparásitos en la zona de destino (Talabante Ramírez et al. 2019), la probabilidad que los individuos estén parasitados antes de ser translocados se ha evaluado como **alta**. Al no cruzarse ninguna barrera ecológica o geográfica durante la translocación, asumimos que tanto la población de origen como la de destino comparten los mismos ectoparásitos.

La transmisión de ectoparásitos generalmente requiere contacto físico entre individuos, por ejemplo, entre parejas, o entre padres y descendencia en el nido (Tompkins et al. 1996; Clayton et al. 2008). Debido al comportamiento solitario de la alondra ricotí y a la especificidad de huésped de muchos ectoparásitos, la probabilidad que otras alondras y otras especies salvajes en la zona de destino se vean expuestas a este peligro es **baja**. Asimismo, la probabilidad de que humanos o animales domésticos se vean expuestos a ectoparásitos de las alondras ricotí es **baja**.



Evaluación de consecuencias

Los ectoparásitos tienen el potencial de afectar negativamente a los individuos (Dik 2006; Soares et al. 2016) o actuar como vectores para otros parásitos (Harbison et al. 2009). Aunque niveles altos de parasitación pueden tener efectos a nivel individual y poblacional, la mayoría de los estudios están enfocados en animales en cautividad y no hay descripciones de brotes de enfermedad y/o mortalidad en aves silvestres. En general, la sintomatología clínica de infestaciones ectoparásitos es consecuencia de una inmunosupresión y/o enfermedad concomitante. Los signos clínicos en estos casos incluyen prurito, excesivo rascado y acicalamiento, irritación de la piel y, en casos extremos, anemia. El estrés durante la translocación podría desarrollar enfermedad clínica pero la literatura sugiere que se trata de una enfermedad esporádica.

Por lo tanto, la probabilidad de que los ectoparásitos tengan un impacto en la población de alondras ricotí translocadas es **baja**.

Como se ha dicho anteriormente, niveles bajos de ectoparásitos sin causar enfermedad son comunes en muchas especies de aves salvajes, así que la probabilidad de impactos negativos en otras alondras ricotí y otros animales salvajes en la zona de destino es **baja**.

Los impactos en seres humanos o animales domésticos son **negligibles**.

Estimación del riesgo

Hay una probabilidad **alta** de que las alondras ricotí estén infestadas por ectoparásitos, pero una probabilidad **baja** de exposición y diseminación a la fauna salvaje en la zona de destino y a animales domésticos y humanos. La probabilidad de consecuencias negativas a nivel individual, poblacional, ambiental, para la salud pública y económicas son **bajas**.

El riesgo general para este peligro es, por lo tanto, **BAJO**. El riesgo es bajo, pero no negligible, así pues, se deberán tomar medidas para reducir el riesgo de este peligro de tipo portador.

Coccidios intestinales

Tipo de peligro: Portador (*carrier hazard*)

Justificación del estatus de peligro

Los coccidios son protozoos intracelulares del filo Apicomplexa. Pueden infectar a mamíferos, reptiles, anfibios y pájaros, pero existen muchas especies de coccidios y cada una es altamente específica de una especie de huésped animal. Estos parásitos se han detectado en casi todos los órdenes de aves y suelen encontrarse en altas prevalencias en las poblaciones sanas, considerándose parte su flora nativa (Schrenzel et al. 2005; Schoener et al. 2013). En aves salvajes se han descrito prevalencias

que varían entre el 10 y el 66%, según especie, hábitos alimentarios y migratorios, y edad entre otros (Dolnik et al. 2010; Bandelj et al. 2015). De hecho, son tan comunes, que en otras translocaciones de passeriformes se ha decidido conservarlos intencionadamente (McGill et al. 2010). Las coccidios que infectan a los passeriformes son del género *Isospora* y se excretan por heces, aunque también se han descrito especies del género *Eimeria* o *Caryospora*.

Aunque se encuentran frecuentemente en animales sanos, los coccidios pueden aumentar sus números y virulencia en situaciones de estrés e inmunosupresión. Los individuos más jóvenes suelen tener una carga parasitaria más alta, siendo más susceptibles a sufrir cuadros clínicos graves. La coccidiosis es una causa importante de enfermedad en passeriformes en cautividad, normalmente como consecuencia de bajas condiciones higiénicas, altas densidades y estrés. En los casos en los que se desarrolla enfermedad asociada a coccidios intestinales, los signos clínicos suelen ser intestinales, las infecciones extraintestinales son menos frecuentes, pero están asociadas a mayor mortalidad. Sin embargo, el efecto patogénico de los coccidios en poblaciones silvestres no se ha investigado en detalle. Aunque no haya estudios específicos en alondras, se han descrito casos de coccidiosis intestinal y hepática fulminante en escribano soteño (*Emberiza cirius*), un ave passeriforme, durante un proyecto de translocación en el Reino Unido (McGill et al. 2010). En este estudio, los autores concluyen que la coccidiosis puede ser un peligro para la translocación de otros passeriformes y que es una enfermedad fundamental a tener en cuenta.

Evaluación de exposición

Hasta la fecha, no hay estudios publicados sobre prevalencia de coccidios en alondra ricotí, así que la probabilidad de que los animales traslocados sean portadores de coccidios es difícil de valorar. La información más fiable disponible se basa en extrapolar las prevalencias descritas en otros passeriformes. Los coccidios se transmiten a través de la ingestión de ooquistes infectivos (ruta feco-oral). Por lo tanto, las alondras traslocadas también podrían infectarse durante el transporte, en el caso que las bolsas y jaulas para el transporte hayan contenido otros individuos y no estén debidamente desinfectadas. En resumen, la probabilidad que las alondras traslocadas estén infectadas por coccidios intestinales se ha evaluado como **media**.

Las alondras ricotí infectadas que sean liberadas transportaran coccidios intestinales a la zona de destino. Los coccidios son altamente específicos de huésped, de tejido y de célula (Schrenzel et al. 2005). Aunque la información es limitada, es muy probable que la infección por coccidios en la población de alondras ricotí de la zona de destino sea prevalente. Por lo tanto, la probabilidad de que otras alondras y otras especies salvajes en la zona de destino se vean expuestas a este peligro es **baja**. La probabilidad de exposición de animales domésticos y humanos es **negligible**, basándose en la distancia taxonómica respecto a la alondra ricotí.

Evaluación de consecuencias

Como se ha mencionado, la mayoría de casos de enfermedad asociada a coccidios (coccidiosis) ocurren en passeriformes en cautividad, y están relacionados con estímulos estresantes, bajas condiciones higiénicas, patologías concomitantes, etc. (McGill et al. 2010). Los signos clínicos de la coccidiosis incluyen diarrea, fiebre, falta de apetito, pérdida de peso, emaciación y, en casos extremos, la muerte. Aunque no hay ningún caso de coccidiosis descrita en alondra ricotí, se espera que la translocación suponga un estímulo estresante para los individuos translocados. Por lo tanto, los animales translocados que estén infectados con coccidios pueden sufrir consecuencias negativas con una probabilidad **moderada**.

Para las poblaciones de alondra ricotí u otra fauna salvaje en la zona de destino, la probabilidad de consecuencias negativas derivada de los coccidios es **baja**. Para los seres humanos y animales domésticos las consecuencias son **negligibles** debido a la incapacidad de infección de los coccidios aviáres.

Estimación del riesgo

La probabilidad de exposición e infección en las alondras ricotí translocadas es **moderada**, pero es **baja** para el resto de fauna salvaje y **negligible** para animales domésticos y humanos. Las consecuencias de la coccidiosis pueden ser **moderadas** en la población translocada pero **bajas** en alondras de la zona de destino y otra fauna salvaje.

Por lo tanto, el riesgo general para este peligro es **MODERADO**, y se deberán tomar medidas para reducir el riesgo derivado de los coccidios.

Hemoparásitos

Tipo de peligro: Portador (*carrier hazard*)

Justificación del estatus de peligro

Los parásitos hemáticos o hemoparásitos del orden *Haemosporidia* representan un grupo heterogéneo de organismos ampliamente distribuidos en todo el mundo que se transmiten mediante vectores y pueden infectar a aves, reptiles, anfibios y mamíferos (Rivera et al. 2013; van Hemert et al. 2019). Las prevalencias pueden variar mucho según el hábitat y la especie de ave estudiada (Sehgal 2015), así como la especificidad huésped-vector y los requerimientos ecológicos del vector (Rivera et al. 2013). Se han detectado prevalencias del 10% en aves en España en el Sur de la Península (Rivera et al. 2013). Sin embargo, muchos estudios se basan en métodos de diagnóstico con baja sensibilidad (e.g. observación directa en frotis sanguíneos) y, por lo tanto, la prevalencia de hemoparásitos en

aves salvajes es posible que esté subestimada.

Las especies de *Haemoproteus* que infectan aves son parásitos intraeritrocíticos transmitidos por dípteros ceratopogónidos (*Ceratopogonidae*) (Rivera et al. 2013). Éstos son los parásitos hemáticos más comunes detectados en paseriformes, aunque su potencial como causante de enfermedad en poblaciones de aves salvajes permanece desconocido. Algunas especies de *Haemoproteus* pueden ser altamente patogénicos causando miositis severa en algunas aves, aunque los casos documentados son raros (Atkinson 2009a, 2009b).

Plasmodium es también un grupo de parásitos intraeritrocíticos transmitidos por mosquitos (*Culicidae*), y los agentes etiológicos causantes de la malaria aviar. Existen más de 40 especies que difieren por lo que refiere al huésped, la distribución geográfica, sus vectores y la patogenicidad. Se han descrito diversos casos de individuos con infecciones patogénicas agudas, pero raramente causando brotes de enfermedad en varios individuos. La enfermedad se asocia principalmente con aves en cautividad, o también en poblaciones de aves las cuales entran en contacto por primera vez con el patógeno, como en el caso de introducciones de vectores en islas remotas, como por ejemplo la introducción de *P. relictum* en Hawaii (Atkinson 2009b, 2009a).

Las especies de *Leucozytoon* son transmitidas mediante moscas negras (*Simuliidae*) (van Hemert et al. 2019). Se trata de un patógeno específico a nivel de orden, familia o incluso especie-específico de huésped. Hay varias especies de las cuales solo unas pocas son patogénicas, siendo las aves acuáticas, palomas, galliformes, aves de presa y avestruces los principales grupos de riesgo (Forrester & Greiner 2009).

Trypanosoma puede ser transmitido por diversos insectos, principalmente por ingestión del vector (Sehgal 2015).

Aunque el impacto de los hemoparásitos a nivel individual y poblacional es difícil de discernir, se está acumulando evidencia de efectos directos e indirectos de infecciones agudas y crónicas. En algunas especies se han descrito efectos a nivel de supervivencia, especialmente en los animales jóvenes, y en el éxito reproductivo de los individuos (Merino et al. 2000; Dadam et al. 2019). Las infecciones crónicas pueden tener efectos subletales, crípticos o difíciles de cuantificar en las poblaciones de aves. Además, las aves salvajes suelen estar parasitadas por más de una especie de hemoparásito y por otros parásitos. Por lo tanto, los hemoparásitos podrían tener efectos aditivos o interactuar con otros agentes, comprometiendo la salud o el comportamiento de los animales. Sin necesidad de causar mortalidad directamente, los hemoparásitos pueden elevar la susceptibilidad de su huésped a la depredación u otras enfermedades. Hasta la fecha, no hay estudios publicados de detección de hemoparásitos en la alondra ricotí. En conjunto, existe mucha incertidumbre en cuanto al nivel de parasitación y a los impactos de las infecciones por hemoparásitos en las poblaciones de aves salvajes.

Evaluación de exposición

No existen estudios concretos sobre las prevalencias de hemoparásitos en poblaciones de alondra ricotí, pero debido a que se tratan de parásitos comúnmente presentes en las varias poblaciones de aves de la Península Ibérica, y a que los animales pueden ser portadores sin tener signos clínicos, debemos tener en cuenta la posibilidad de que las alondras de la zona de origen estén infectadas. Debido a la necesidad de vectores para su transmisión, hay pocas probabilidades de infección de los animales translocados durante el transporte. De este modo la probabilidad de que las alondras capturadas estén infectadas con hemoparásitos es **moderada**.

La población de alondra ricotí presente en la zona de destino, así como otras aves, pueden estar expuestas a hemoparásitos de forma indirecta, a través de vectores que hayan picado a una alondra ricotí translocada infectada, contacto con heces o ingestión de vectores infectados. La presente translocación no implica el cruce de barreras ecológicas o geográficas, por lo que no se considera posible la introducción de un hemoparásito nuevo para la población de destino. Debido a esta transmisión indirecta la probabilidad de exposición de alondras u otra fauna salvaje en la zona de destino es **baja**.

Las especies de hemoparásitos de las aves no son capaces de infectar a los humanos o animales domésticos por lo que la probabilidad de exposición en este grupo es **negligible**.

Evaluación de consecuencias

Como se ha dicho anteriormente, las infecciones por hemoparásitos en intensidades bajas suelen ser asintomáticas. Aun así, en algunos casos se han asociado a mortalidades elevadas, sobre todo en poblaciones “*naive*” y en animales en cautividad. Más recientemente, en algunas aves los hemoparásitos se han asociado a disminuciones en la supervivencia y efectos en la reproducción. Las manifestaciones clínicas de la enfermedad incluyen letargia, anorexia y anemia y plumas. La probabilidad de consecuencias negativas en las alondras ricotí translocadas se ha evaluado como **baja**.

Al no ser posible la introducción de nuevos hemoparásitos, consideramos que las consecuencias de la infección por hemoparásitos en las alondras ricotí de la zona de destino u otra fauna salvaje son **bajas**.

La probabilidad de consecuencias negativas en animales domésticos y humanos es **negligible**.

Estimación del riesgo

La probabilidad de translocar alondras ricotí portadoras de hemoparásitos es **moderada**. Sin embargo, la probabilidad de exposición a la fauna de la zona de destinación es **baja y negligible** para seres humanos y animales domésticos. Las consecuencias de la infección por hemoparásitos son **bajas** tanto para las alondras ricotí translocadas como para el resto de la fauna en la población de destino.

Por lo tanto, el riesgo general para este peligro es **BAJO**. Aun así, debido a la falta de información sobre hemoparásitos en alondra ricotí, se deberían tomar medidas para la reducción de este peligro, comenzando por caracterizar la presencia y prevalencia de hemoparásitos en esta población.

Aspergillus fumigatus

Tipo de peligro: Portador y Transporte (*carrier and transport hazards*)

Justificación del estatus de peligro

La aspergilosis es una enfermedad causada por hongos filamentosos del género *Aspergillus*, comúnmente *A. fumigatus*. Estos hongos tienen una distribución mundial, con excepción de la Antártida, y son ubicuitarios en el medio ambiente donde se encuentran en forma de esporas (O'Meara & Witter 1971). Una gran diversidad de aves es susceptible a infecciones por *A. fumigatus*, que se producen cuando se inhalan las esporas del medio. Las especies de aves más susceptibles son las acuáticas (patos, gaviotas, especies limícolas) seguido de los Accipitriformes (águilas y halcones) y los paseriformes (Arné et al. 2021). Probablemente, muchas aves sean portadoras de las esporas de *A. fumigatus* en los pulmones o sacos aéreos sin causar enfermedad. Si la cantidad de esporas inhaladas es muy elevada o el ave tiene el sistema inmune comprometido, probablemente como consecuencia del estrés, los individuos pueden desarrollar enfermedad clínica (Bauck 1994; Oglesbee 1997). La aspergilosis es típicamente una enfermedad del tracto respiratorio.

Aspergillus fumigatus presenta una gran diversidad de cepas (Chazalet et al. 1998) y las cepas podrían ser distintas entre la zona de origen, el transporte y la zona de destino propuestas para esta translocación. Sin embargo, la presente translocación no implica el cruce de barreras ecológicas o geográficas, por lo que se considera que las cepas son las mismas. Aunque no hay estudios previos, es probable que algunas alondras ricotí salvajes sean portadoras de esporas fúngicas en los pulmones y sacos aéreos, o que se infecten durante el transporte. Teniendo en cuenta que la translocación es un fenómeno estresante, es posible que ocurra alguna enfermedad relacionada con la presencia de *A. fumigatus*.

Evaluación de exposición

Aspergillus fumigatus se encuentra en el ambiente (e.g. tierra, vegetación en descomposición, desechos agrícolas) (Chute et al. 1965). La inhalación es considerada la principal vía de infección en aves. Debido a este mecanismo de transmisión y a su ubicuidad, es bastante probable que exista infección en las alondras ricotí capturadas para la translocación. Asimismo, la exposición a *A. fumigatus* puede ocurrir en cualquier estadio de la translocación, especialmente durante el transporte, sobre todo en condiciones poco higiénicas, de alta humedad, temperatura y altas densidades de individuos. Factores como la humedad, altas temperaturas, poca ventilación e higiene, o el almacenamiento de



comida durante largos períodos incrementan la cantidad de esporas en el ambiente y, por lo tanto, hacen aumentar las probabilidades de que un ave desarrolle infección y enfermedad (Beernaert et al. 2010). La probabilidad de infección también incrementa si el sistema inmunitario de los individuos translocados está comprometido por los efectos del estrés. Por lo tanto, la probabilidad de que las alondras translocadas estén expuestas o sean portadoras de *A. fumigatus* es **moderada**.

La aspergilosis es una enfermedad infecciosa pero no contagiosa, ya que *A. fumigatus* no se transmite de forma horizontal (entre individuos) ni vertical (a través de los huevos) (Kearns 2014). Por lo tanto, la probabilidad de contagio entre alondras ricotí u otros animales incluyendo las personas es **negligible**.

Evaluación de consecuencias

Una concentración elevada de esporas en el ambiente y un sistema inmune comprometido pueden causar aspergilosis en las aves. Como se ha comentado anteriormente, diversos factores pueden incrementar el riesgo de un ave a desarrollar aspergilosis, como densidades altas de animales, estrés, patologías concomitantes o ciertas condiciones ambientales. La enfermedad puede ser aguda o crónica. La enfermedad aguda suele ocurrir en animales adultos o debilitados al inhalar una gran cantidad de esporas. La enfermedad crónica es más común en animales adultos bajo condiciones de estrés o inmunosupresión. Los síntomas son típicamente respiratorios, incluyendo dificultad respiratoria, debilidad, falta de apetito o emaciación, pero pueden afectar a otros órganos con variedad de presentaciones (Kearns 2014).

Considerando el estrés derivado del proceso de translocación, pero también la brevedad de este estrés y la menor susceptibilidad de los paseriformes, la probabilidad de que las alondras ricotí translocadas desarrollen aspergilosis es **baja**. La probabilidad de causar consecuencias negativas para la fauna salvaje en la zona de destino, ambientales o para la salud de animales domésticos y humanos derivadas de *A. fumigatus* es **negligible**.

Estimación del riesgo

La probabilidad de exposición de las alondras ricotí a *A. fumigatus*. a causa de la translocación es **moderada**. Sin embargo, las consecuencias negativas que este peligro pueda ocasionar se han evaluado como **bajas**. La probabilidad de diseminación a otros animales o humanos y de consecuencias negativas para ellos es **negligible**.

Por lo tanto, el riesgo general para este peligro es **BAJO**, y se deberán tomar medidas para reducir el riesgo de *A. fumigatus*.



Enterobacterias

Tipo de peligro: Portador y Zoonótico (*carrier and zoonotic hazards*)

En este DRA consideramos que los patógenos entéricos son las enterobacterias (Familia Enterobacteriaceae) *Salmonella spp.*, *Yersinia spp.*, *Campylobacter spp.* y *E.coli*.

Justificación del estatus de peligro

Estas cuatro enterobacterias se encuentran extendidas por todo el mundo, especialmente en ambientes sujetos a contaminación fecal, aguas o comida contaminada. Pueden infectar a un gran número de especies sin necesariamente causar enfermedad. Las enterobacterias se transmiten mayoritariamente por vía oro-fecal y colonizan el sistema gastrointestinal. Están ampliamente distribuidas en poblaciones de aves silvestres (Gavier-Widén et al. 2012) y, aunque no hay estudios específicos en alondra ricotí, es muy probable que sean susceptibles a la infección por estos patógenos y que algún individuo de las poblaciones sujetas al proceso de translocación sea portador de enterobacterias.

Campylobacter spp.

Las especies del género *Campylobacter* se distribuyen mundialmente entre animales domésticos, silvestres y aves, pero en la mayoría de los casos viven como comensales en la mucosa de la cavidad oral y del tracto intestinal. Las poblaciones de aves y mamíferos silvestres se consideran reservorios de *Campylobacter* (Speck 2012). Las especies aisladas en aves silvestre son: *Campylobacter coli*, *C. hyointestinalis*, *C. jejuni* y *C. lari*. Por lo general, cada especie de huésped es portadora de una cepa específica de *Campylobacter spp.*, lo que indica que la transmisión interespecífica es rara (Waldenström et al. 2007; Colles et al. 2008). Waldenström et al. (2002) examinaron 1.794 aves, pertenecientes a 107 especies de 26 familias. Se encontró una prevalencia global de *Campylobacter* del 21,6%, pero varió de 0 a 100%. Ciertos taxones de aves tuvieron prevalencias altas (e.g. playeros, lavanderas, bisbitas, estorninos y zorzales). En el estudio de Kapperud y Rosef (1983) se examinaron 540 aves silvestres y la prevalencia global fue del 28,6%. La enfermedad clínica en animales en libertad no se ha descrito hasta la fecha. Los eventos zoonóticos relacionados con fauna salvaje son muy poco frecuentes, pero se ha descrito un evento de contaminación por *Campylobacter spp.* de la leche para consumo humano a través de cuervos pequeños (*Coloebus spp.*) y herrerillos (*Parus caeruleus*) (Hudson et al. 1991). No se han reportado estudios específicos que indiquen la prevalencia de *Campylobacter spp.* en alondra ricotí, pero sí existen referencias documentadas sobre las prevalencias de la bacteria en paseriformes. Dichas prevalencias oscilan en un rango de 1 – 67% (Keller et al. 2011; Konicek et al. 2016; González-Acuña & Llanos-Soto 2020).

Escherichia coli

La gran mayoría de *E. coli* pertenecen a la flora intestinal normal y no son patógenas. Aunque pocos informes describen enfermedad causada por *E. coli* en aves silvestres, en Europa este patógeno puede considerarse la enterobacteria oportunista más prevalente en aves en cautiverio y se ha asociado a enfermedades sistémicas en aves, normalmente causadas por *E. coli* patógena aviar (APEC). Los vectores (por ejemplo, las moscas *Stomoxys calcitrans* y *Musca domestica*) también pueden transmitir *E. coli*. Se han aislado cepas similares en mamíferos silvestres, aves y ganado indicando que existe transmisión entre animales domésticos y fauna silvestre, o una fuente ambiental común (Speck 2012). En lo que se refiere a alondra ricotí, no existen reportes específicos, pero sí estudios referentes a passeriformes en relación a la infección con *E. coli*. Uno de ellos reveló que la cepa de *E. coli* O86:K61 se asociaba con enfermedades y alta mortalidad en aves silvestres tales como pinzones (*Fringilla coelebs*), verderones (*Carduelis chloris*) y lúganos euroasiáticos (*Carduelis spinus*) (Pennycott et al. 1998). Otro estudio en Polonia encontró que la cepa *E. coli* O86 podría contribuir a la mortalidad de polluelos en gorriones salvajes (*Passer spp.*) (Pawiak et al. 1991). En passeriformes de España, un estudio reveló que el 52,9% de gorriones (*Passer domesticus*) y el 57,1% de los estorninos (*Sturnus unicolor*) muestreados eran portadores de alguna cepa de *E. coli*, la mayoría de las cuales eran no-patogénicas (Sacristán et al. 2014).

Salmonella spp.

Las especies de *Salmonella*, especialmente *S. enterica*, causan infecciones en varias especies de aves en Europa y mundialmente. Se han notificado brotes de mortalidad en passeriformes de varios países europeos, la mayoría asociados a la agregación de múltiples individuos en comederos de pájaro de jardín (Benskin et al. 2009). Los signos clínicos varían dependiendo de la especie y cepa de *Salmonella*, la dosis infectiva y el estado inmunológico del animal (Gaffuri & Holmes 2012). En passeriformes la infección por *Salmonella* puede causar lesiones en el buche y el esófago, pero pueden verse afectados otros órganos como el hígado (Refsum et al. 2003). En cuanto a passeriformes de España, se han descrito brotes de mortalidad por *Salmonella* en zorzal común (*Turdus philomelos*) (Velarde et al. 2012) y un estudio en el centro de la Península Ibérica detectó un 5,4% de prevalencia en gorriones (*Passer domesticus*) y un 2,7% en estorninos (*Sturnus vulgaris*) (Martín-Maldonado et al. 2020).

Yersinia spp.

La yersiniosis puede ser causada mayoritariamente por dos especies: *Yersinia pseudotuberculosis* o *Y. enterocolitica* (Bottone 1999). Se han aislado cepas de *Yersinia spp.* en el tracto intestinal o heces de más de 50 especies de aves europeas y, comúnmente, son consideradas especies reservorio. La infección en aves es generalmente asintomática, pero se han descrito brotes de enfermedad en varias especies, causando septicemia y alta mortalidad (Najdenski & Speck 2012). Aunque no hay estudios

específicos en alondra ricotí, se han reportado infecciones en diferentes especies de passeriformes en el continente europeo (Macdonald 1965; Mair 1973; Niskanen et al. 2003). Respecto a España, recientemente se ha descrito un brote de yersiniosis en curruca capirotada (*Sylvia atricapilla*) en el Delta del Ebro (Velarde et al. 2021). Sin embargo, un estudio llevado a cabo en el centro de España no detectó *Yersinia* en ninguna muestra de papamoscas cerrojillo (*Ficedula hypoleuca*), un passeriforme insectívoro como la alondra ricotí (Ruiz-de-Castañeda et al. 2011).

Evaluación de exposición

No hay estudios sobre prevalencia de enterobacterias en poblaciones de alondra ricotí, pero son agentes infecciosos muy comunes que infectan a un amplio rango de especies (Daoust & Prescott 2007). Asimismo, la exposición a enterobacterias puede ocurrir en cualquier estadio de la translocación, especialmente durante el transporte, sobre todo en condiciones poco higiénicas y altas densidades de individuos. Por lo tanto, se asume una probabilidad **alta** de que las alondras ricotí translocadas sean portadoras de éstas en el tracto intestinal.

El estrés es un factor que podría derivar en enfermedades causadas por *Salmonella spp.*, *Campylobacter spp.*, *Yersinia spp.* y *E.coli* (Gavier-Widén et al. 2012), lo que también puede conducir a la contaminación del medio ambiente a través de la eliminación de bacterias de los animales infectados. La translocación es un proceso estresante, por lo tanto, las alondras ricotí translocadas y portadoras de enterobacterias pueden aumentar la excreción de enterobacterias durante la liberación en el medio ambiente de la población de destino. La persistencia y propagación de enterobacterias en el medio ambiente depende de muchos factores como la temperatura y las precipitaciones. Sin embargo, debido a su alimentación insectívora y tratándose de una especie no gregaria que interacciona poco con sus conespecíficos (Gómez-Catasús et al. 2016), la probabilidad de que las alondras ricotí de la zona de destino u otra fauna salvaje estén expuestas a enterobacterias a través de comida contaminada por las alondras ricotí es **baja**. No se considera posible introducir nuevas cepas de enterobacterias en el ambiente de destino ya que la presente translocación no cruza barreras ecológicas ni geográficas.

La probabilidad de exposición en humanos y animales domésticos se ha considerado como **baja**, ya que la transmisión es feco-oral, es decir, consumo de heces o alimentos contaminados.

Evaluación de consecuencias

Como se ha comentado anteriormente, el estrés es un factor que puede contribuir al desarrollo de enfermedad por enterobacterias. La translocación es un proceso estresante, por lo tanto, hay una probabilidad **baja** pero no negligible de que algunas de las alondras ricotí translocadas y portadoras de enterobacterias desarrollen enfermedad clínica con posible mortalidad durante el proceso.

Aunque las alondras ricotí y el resto de fauna silvestre de la población destino podría infectarse de nuevas cepas de estas bacterias y desarrollar un cuadro clínico, la probabilidad de este escenario es **baja**.

De la misma forma, en el improbable caso de adquirir infección tras el contacto con una alondra infectada, la probabilidad de que seres humanos o animales domésticos desarrollen enfermedad asociada a enterobacterias es **baja**.

Estimación del riesgo

En resumen, la probabilidad de exposición de las alondras ricotí translocadas a enterobacterias es **alta**, pero **baja** para el ambiente de destino, animales domésticos y humanos. Las consecuencias derivadas de este peligro se han evaluado como **bajas** en los tres grupos de riesgo considerados.

Por lo tanto, el riesgo general de este peligro es de **BAJO a MODERADO**, considerando el desconocimiento de prevalencias y cepas y el potencial zoonótico de las enterobacterias.

Opciones de manejo y mitigación del riesgo

A continuación, se comunican métodos potenciales para reducir el riesgo asociado a los diferentes peligros de forma razonada, referenciada y mediante una discusión lógica.

Ectoparásitos

1. Realizar un examen clínico exhaustivo del animal para determinar su estatus de salud y sólo translocar animales aparentemente sanos y con cargas parasitarias bajas. La presencia de altas cargas de ectoparásitos puede ser un indicador de la existencia de otras enfermedades sistémicas. Un examen detallado de la presencia y carga de ectoparásitos puede ayudar a determinar familias o especies presentes en la alondra ricotí y a aumentar el conocimiento. El procedimiento de inspección visual es sencillo, sin embargo, algunos ectoparásitos pueden pasar desapercibidos.
2. Uso de antiparasitarios tópicos (permetrina o fipronilo) para prevenir que se generen altas cargas de parásitos y, por tanto, enfermedad clínica. La efectividad de estos compuestos no es del 100% (Clayton et al. 2008), pero si los ectoparásitos son normales en la especie sería recomendable conservarlos en la población de alondra ricotí, por ejemplo, tratando sólo animales con altos niveles de parasitación.
3. Evitar altas densidades de animales ya que facilitan la transmisión de ectoparásitos y reducir los factores estresantes, minimizando el tiempo de manipulación y de transporte de los animales.

Coccidios intestinales

La prevención de coccidiosis se basa en limitar la ingestión de ooquistes esporulados (infectivos) por parte de las alondras, de manera que desarrollen inmunidad, pero no enfermedad clínica. Por lo tanto, tampoco sería deseable eliminar completamente la exposición a coccidios ya que la liberación de animales no infectados supondría que entrarían en contacto con ellos en la zona de destino sin inmunidad previa. Sin embargo, es relativamente fácil que se acumulen grandes cantidades de ooquistes en espacios cerrados si no se toman medidas. Translocar animales sanos también es esencial para asegurar que los individuos tengan un sistema inmune adecuado. Para conseguir esto, las siguientes medidas pueden ser efectivas:

1. Realizar un examen clínico exhaustivo del animal para determinar su estatus de salud y sólo translocar animales aparentemente sanos.
2. Administrar medicamentos coccidiostáticos (dosis única vía oral) a las alondras translocadas antes de la liberación para prevenir que se generen infecciones con altas cargas de parásitos y, por tanto, enfermedad clínica (McGill et al. 2010). Idealmente, se debería tomar muestra de heces y realizar exámenes coprológicos de los individuos capturados para cuantificar la cantidad de coccidios y tratar sólo a los individuos con cargas altas. Sin embargo, este escenario no es posible para el tipo de translocación propuesta (i.e. la captura y la liberación se realizan el mismo día).
3. Evitar altas densidades de animales y garantizar la máxima higiene durante la translocación (captura, manipulación y transporte). La desinfección de materiales con una solución al 10% de hipoclorito sódico (lejía) es adecuada para destruir los ooquistes ambientales. Reducir los factores estresantes durante toda la translocación también juega un papel importante.

Hemoparásitos

Idealmente, la forma más segura para evitar los riesgos asociados a hemoparásitos sería realizar exámenes diagnósticos antes del transporte y evitar translocar animales infectados con especies potencialmente patogénicas. Sin embargo, este escenario no es posible para el tipo de translocación propuesta (i.e. la captura y la liberación se realizan el mismo día). Se pueden considerar medidas generales para minimizar el riesgo de este peligro:

1. Realizar un examen clínico exhaustivo del animal para determinar su estatus de salud y sólo translocar animales aparentemente sanos.
2. Minimizar los factores estresantes durante la translocación.



Aspergillus fumigatus

La forma más efectiva para reducir el riesgo asociado a *A. fumigatus* es 1) translocar animales sanos, 2) reducir el estrés durante la translocación y 3) reducir la cantidad de esporas ambientales durante el transporte. Para alcanzar estos objetivos, las siguientes opciones deben ser consideradas:

1. Realizar un examen clínico exhaustivo del animal para determinar su estatus de salud y sólo translocar animales aparentemente sanos.
2. Realizar tratamientos preventivos antes de la liberación (dosis única de itraconazol vía oral). Esta medida se ha utilizado en la translocación de hihi (*Notiomystis cincta*), una especie de ave amenazada en Nueva Zelanda (Ewen et al. 2012).
3. Evitar la acumulación o altas densidades de animales y minimizar factores estresantes como la fluctuación de temperaturas, ruido excesivo, etc., durante el transporte ya que pueden aumentar la probabilidad de infección.
4. Evitar el uso de cajas de transporte y materiales sucios o mohosos durante la translocación. Es importante asegurar que las cajas de transporte estén limpias y secas y que tengan una ventilación adecuada. En general, asegurar la higiene y desinfección de todo el material necesario para la translocación.
5. Existe la recomendación de seleccionar zonas de liberación con recuentos bajos de esporas de *Aspergillus sp.* (< 100,000 Colony Forming Units por gramo de suelo) (Ewen et al. 2012). El hábitat óptimo de la alondra ricotí, incluyendo la zona de destino, se caracteriza por niveles de humedad bajos con lo cual ya se espera que tenga recuentos bajos de esporas.

Enterobacterias

Idealmente, la forma más segura para evitar los riesgos asociados a enterobacterias sería realizar exámenes diagnósticos antes del transporte y evitar translocar animales infectados con especies potencialmente patogénicas. Sin embargo, este escenario no es posible para el tipo de translocación propuesta (i.e. la captura y la liberación se realizan el mismo día). Se pueden considerar medidas generales para minimizar el riesgo de este peligro:

1. Realizar un examen clínico exhaustivo del animal para determinar su estatus de salud y sólo translocar animales aparentemente sanos.
2. Minimizar los factores estresantes durante la translocación y reducir la probabilidad de transmisión feco-oral de estas bacterias mediante protocolos de higiene y bioseguridad estrictos.
3. El tratamiento de enterobacterias mediante antibióticos no está recomendado ya que requiere muchos días de administración, lo cual es difícil en animales salvajes, y favorecen que los animales adquieran un estatus de portador (Daoust & Prescott 2007).



Lagunas de conocimiento y oportunidades de investigación

Durante la realización de este DRA se han identificado una serie de lagunas de conocimiento que se muestran en la Tabla 3.6. Futuras investigaciones en estos aspectos incrementarían la capacidad para tomar decisiones más informadas en cuanto al riesgo de enfermedad.

Tabla 2. Lagunas de conocimiento y medidas para reducir la incertidumbre para cada peligro identificado.

Peligro	Lagunas de conocimiento	Medidas para reducir la incertidumbre
Ectoparásitos	Nivel de parasitación considerado normal	Comparar las alondras capturadas y observar si algunos individuos presentan más densidad de parásitos, y clasificarlo en categorías de parasitación.
Ectoparásitos	Presencia de nuevos ectoparásitos	Tomar muestra de los parásitos nuevos (e.g. garrapatas) para determinar la especie.
Coccidios	Prevalencia de coccidios en los animales translocados	Análisis coprológicos en los animales capturados, para evaluar la prevalencia y la intensidad de infestación individual.
Coccidios	Prevalencia de coccidios en la población de destino	Capturas y recaptura de tanto los individuos translocados como de la población de destino para evaluar la prevalencia antes y después de la translocación.
Hemoparásitos	Prevalencia de hemoparásitos en alondra ricotí, carga parasitaria considerada normal y potencial patogénico	Análisis sanguíneos de los animales capturados para evaluar la presencia de hemoparásitos, el grado de infestación individual y la presencia de sintomatología.
Hemoparásitos	Vectores presentes en el área de translocación y su potencial como transmisores de hemoparásitos	Usar trampas para atrapar y analizar los vectores presentes en el área, así como los ectoparásitos encontrados en los individuos capturados y detectar la presencia de parásitos en éstos.
Aspergilosis	Prevalencia en Alondra ricotí	Inspección clínica de los animales capturados, y cultivo de lavados endotraqueales y radiología en caso de mostrar síntomas compatibles con aspergilosis. Necropsia en todos los animales muertos.
Aspergilosis	Presencia de aspergilosis en el ambiente del área de destinación	Recoger muestras de aire mediante sedimentación, filtración o impactación en diferentes zonas y usar kits para medir la concentración de <i>Aspergillus</i> en el medio.
Enterobacterias	Prevalencia y abundancia en los animales translocados y evaluar el riesgo de enfermedad	Tomar muestras fecales o hisopos cloacales de los animales capturados y realizar los estudios microbiológicos correspondientes, genotipando las muestras positivas
Enterobacterias	Prevalencia en otras especies en el área de translocación	Necropsia de los animales encontrados muertos en la zona y realizar los estudios microbiológicos correspondientes a través de muestras fecales o cloacales.

Recomendaciones generales y conclusiones

Considerando lo anterior, las medidas recomendadas para el manejo de los riesgos asociados a enfermedad en esta translocación se muestran en la Tabla 3.7. Aplicando correctamente las medidas propuestas, el riesgo de enfermedad asociado a esta translocación es bajo. Asimismo, el riesgo de enfermedad zoonótica puede ser reducido a negligible mediante las opciones descritas. Dado que la incertidumbre y las lagunas de conocimiento son significativas para esta translocación, se adjudica una alta prioridad a la implementación de un plan de estudio de patógenos y de monitorización de la población de alondra ricotí así como de otras especies de paseriformes en la zona de destino. La evidencia procedente de otras translocaciones demuestra que las epidemias de enfermedad pueden tardar años en ser visibles y detectables en poblaciones salvajes. Por lo tanto, la necesidad de establecer un plan de monitorización de la salud y de la población a largo plazo queda bien reflejada.

Tabla 3. Evaluación de diferentes opciones de manejo y decisión final de aplicación para la presente translocación.

Opción	Viabilidad	Eficacia	Explicación	Decisión
Examen físico pre-liberación	Alta	Media	Relativamente sencillo de realizar a todos los individuos para detectar animales con signos de enfermedad o con altos niveles de ectoparásitos. Estos animales se deben descartar para la translocación.	Sí
Diagnóstico de patógenos pre-liberación	Baja	Baja	No es posible realizar pruebas antes de la liberación debido a la translocación propuesta. De todas formas, la mayoría de patógenos se excretan de forma intermitente, las pruebas tienen baja sensibilidad o se desconoce la trascendencia de un resultado positivo.	No
Tratamiento para ectoparásitos pre-liberación	Alta	Baja	Fácil de realizar, pero no es efectivo al 100% en una sola aplicación y es indeseable eliminar la comunidad de ectoparásitos nativa. Existen otras opciones para el manejo de este riesgo. En caso de detección de casos de enfermedad se puede implementar esta medida para el siguiente grupo translocado.	No
Tratamiento para coccidios pre-liberación	Alta	Baja	Fácil de realizar, pero eliminar los coccidios nativos de esta especie podría tener efectos no deseados en la salud de los individuos. Existen otras opciones para el manejo de este riesgo. En caso de detección de casos de enfermedad se puede implementar esta medida para el siguiente grupo translocado.	No

Opción	Viabilidad	Eficacia	Explicación	Decisión
Tratamiento para <i>A. fumigatus</i>	Alta	Baja	Fácil de realizar, pero puede tener efectos adversos para la salud del animal. Existen otras opciones para el manejo de este riesgo. En caso de detección de casos de enfermedad se puede implementar esta medida para el siguiente grupo translocado.	No
Manipulación y transporte individual de animales	Alta	Alta	Fácilmente implementado y es un método importante para reducir la transmisión de enfermedades y el estrés. Cada bolsa y caja de manejo y transporte debe ser exclusiva de un mismo individuo.	Sí
Uso de guantes nuevos para cada individuo	Alta	Alta	Fácil de aplicar y evita la transmisión de enfermedades entre animal y animal y entre animal y persona. Los guantes (de látex o nitrilo) deben ser descartados después del contacto con un individuo y se deben usar guantes nuevos para el siguiente individuo a manipular.	Sí
Desinfección de material	Media	Alta	Puede ser laborioso de implementar, pero la efectividad para reducir la contaminación con heces y patógenos es alta. Todo el material, incluyendo las bolsas y cajas usadas para la captura, manejo y transporte, debe ser desinfectado después de su uso y antes de ser utilizado para otro individuo. La desinfección de los comederos de alimentación suplementaria es un punto esencial de desinfección debido a que puede ser un punto de agregación de individuos y de transmisión de patógenos vía feco-oral. Aplicar lejía al 10% o VIRKON® durante 5-10 minutos es efectivo para eliminar la mayoría de patógenos. Es útil disponer de material extra para ir rotando el material en uso mientras se desinfecta el anterior.	Sí
Asegurar la ventilación de bolsas y cajas de transporte	Alta	Alta	Fácil de aplicar y muy efectivo evitando la exposición a esporas de <i>A. fumigatus</i> .	Sí
Minimizar estrés durante captura, manipulación y transporte	Alta	Alta	Método principal para reducir la susceptibilidad a enfermedad. Se puede aplicar fácilmente con una buena coordinación del equipo, evitando ruidos y movimientos bruscos y reduciendo el tiempo de manipulación y transporte de los animales.	Sí

Opción	Viabilidad	Eficacia	Explicación	Decisión
Evitar traumatismos y deshidratación durante la captura, manipulación y transporte	Alta	Alta	Se pueden aplicar medidas relativamente sencillas para reducir el riesgo de algunos peligros no infecciosos. Reducir el tiempo de captura, una manipulación efectiva y el uso de métodos de transporte que no tengan rejillas o materiales de hierro puede minimizar el riesgo de traumatismo. Igualmente, el riesgo de deshidratación se puede reducir y, además, se administrarán fluidos subcutáneos a todos los animales translocados después de la toma de muestras, tal y como se describe en el Apdo. 4.1.5 de este documento.	Sí
Investigación de patógenos	Media	Alta	La toma de muestras durante y realización de pruebas diagnósticas posteriormente son esenciales para incrementar el conocimiento que tenemos de esta especie. Aunque la viabilidad puede verse afectada por limitaciones de recursos, esto incrementaría nuestra habilidad para tomar decisiones más informadas en cuanto al riesgo de enfermedad. La toma de muestras y las pruebas diagnósticas recomendadas se describen en el Apdo. 4.1.5 de este documento.	Sí
Monitorización de la salud	Media	Alta	Aunque la viabilidad puede verse afectada por limitaciones de recursos, monitorizar la salud de la población de alondra ricotí en la zona de destino es esencial. Esta medida incluye el seguimiento de los animales liberados con emisores. También se puede considerar instaurar capturas y exámenes clínicos regulares en la zona de destino para detectar signos de enfermedad. Cualquier animal encontrado muerto debe ser sometido a una necropsia completa y test diagnósticos. Implementar un programa de monitorización de la salud a largo plazo es crucial para revisar el DRA, corregir medidas de manejo y mejorar el resultado de translocaciones posteriores.	Sí

Bibliografía

- Arné, P., Risco-Castillo, V., Jouvion, G., Le Barzic, C. & Guillot, J. (2021). Aspergillosis in wild birds. *Journal of Fungi*, 7, 241.
- Atkinson, C.T. (2009a). Avian malaria. In: *Parasitic diseases of wild birds* (eds. Thomas, N.J., Hunter, D.B. & Atkinson, C.T.). John Wiley & Sons.
- Atkinson, C.T. (2009b). Haemoproteus. In: *Parasitic diseases of wild birds* (eds. Thomas, N.J., Hunter, D.B. & Atkinson, C.T.). John Wiley & Sons.
- Bandelj, P., Blagus, R., Trilar, T., Vengust, M. & Rataj, A.V. (2015). Influence of phylogeny, migration and type of diet on the presence of intestinal parasites in the faeces of European passerine birds (Passeriformes). *Wildlife Biology*, 21, 227–233.
- Bauck, L. (1994). Mycoses. In: *Avian Medicine*. Wingers Publishing Inc, Ritchie, B.W., Harrison, G.J., Harrison, L.R, pp. 947–983.
- Beernaert, L.A., Pasmans, F., Waeyenberghe, L., Haesebrouck, F. & Martel, A. (2010). Aspergillus infections in birds: a review. *Avian Pathology*, 39, 325–31.
- Benskin, C.M.H., Wilson, K., Jones, K. & Hartley, I.R. (2009). Bacterial pathogens in wild birds: a review of the frequency and effects of infection. *Biological Reviews*, 84, 349–373.
- Bobadilla Suarez, M., Ewen, J.G., Groombridge, J.J., Beckmann, K., Shotton, J., Masters, N., Hopkins, T. & Sainsbury, A.W. (2017). Using qualitative Disease Risk Analysis for herpetofauna conservation translocations transgressing ecological and geographical barriers. *EcoHealth*, 14, 47–60.
- Bottone, E.J. (1999). *Yersinia enterocolitica*: overview and epidemiologic correlates. *Microbes and Infection*, 1, 323–333.
- Chazalet, V., Debeaupuis, J.P., Sarfat, J., Lorthoraly, J., Ribaud, P., Shah, P., Cornet, M., Vu Thien, H., Gluckman, E., Brüker, G. & Latgé, J.P. (1998). Molecular typing of environmental and patient isolates of *Aspergillus fumigatus* from various hospital settings. *Journal of Clinical Microbiology*, 36, 1494–1500.
- Chute, H.L., Hollander, S.L., Barden, E.S. & O’Meara, D.C. (1965). The pathology of mycotoxicosis of certain fungi in chickens. *Avian Diseases*, 9, 57–66.
- Clayton, D.H., Adams, R.J. & Bush, S.E. (2008). Phthiraptera, the Chewing Lice. In: *Parasitic Diseases of Wild Birds* (eds. Atkinson, C.T., NJ, T. & Hunter, D.B.). John Wiley and Sons.
- Colles, F.M., Dingle, K.E., Cody, A.J. & Maiden, M.C.J. (2008). Comparison of *Campylobacter* populations in wild geese with those in starlings and free-range poultry on the same farm. *Applied and environmental microbiology*, 74, 3583–3590.
- Dadam, D., Robinson, R.A., Clements, A., Peach, W.J., Bennett, M., Rowcliffe, J.M. & Cunningham, A.A. (2019). Avian malaria-mediated population decline of a widespread iconic bird species. *Royal Society Open Science*, 6, 182197.
- Daoust, P.Y. & Prescott, J.F. (2007). Salmonellosis. In: *Infectious Diseases of Wild Birds* (eds. Thomas, N.J., Hunter, D.B. & Atkinson, C.T.). Blackwell Publishing Ltd, Ames, Iowa USA, pp. 270–288.

- Davidson, W.R. & Nettles, V.F. (1992). Relocation of wildlife: identifying and evaluating disease risks. *Trans. North Am. Wildl. Nat. Resour. Conf*, 57, 466–473.
- Dickens, M.J., Delehanty, D.J. & Michael Romero, L. (2010). Stress: An inevitable component of animal translocation. *Biological Conservation*, 143, 1329–1341.
- Dik, B. (2006). Erosive stomatitis in a white pelican (*Pelecanus onocrotalus*) caused by *Piagetiella titan* (Mallophaga: Menoponidae). *Journal of Veterinary Medicine, Series B*, 53, 153–154.
- Dolnik, O., Dolnik, V. & Bairlein, F. (2010). Effect of host foraging ecology on the prevalence and intensity of coccidian infection in wild passerine birds. *Ardea*, 98, 97–103.
- Ewen, J.G., Armstrong, D.P., Empson, R., Jack, S., Makan, T., McInnes, K., Parker, K.A., Richardson, K. & Alley, M. (2012). Parasite management in translocations: lessons from a threatened New Zealand bird. *Oryx*, 46, 446–456.
- Forrester, D.J. & Greiner, E.C. (2009). Leucocytozoonosis. In: *Parasitic diseases of wild birds* (eds. Thomas, N.J., Hunter, D.B. & Atkinson, C.T.). John Wiley & Sons.
- Gaffuri, A. & Holmes, J.P. (2012). Salmonella infections. In: *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. pp. 386–397.
- Gavier-Widén, D., Meredith, A. & Duff, J.P. (eds.). (2012). *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. John Wiley & Sons.
- Gómez-Catasús, J., Barrero, A., Garza, V. & Traba, J. (2016). Alondra ricotí – *Chersophilus duponti*. In: *Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles* (eds. Salvador, A. & Morales, M.B.). Madrid.
- González-Acuña, D. & Llanos-Soto, S. (2020). Una revisión sistemática de los patógenos virales y bacterianos de aves silvestres en Chile. *Revista Chilena de Infectología*, 37, 422–442.
- Harbison, C.W., Jacobsen, M.V. & Clayton, D.H. (2009). A hitchhiker’s guide to parasite transmission: The phoretic behaviour of feather lice. *Int J Parasitol*, 39, 569–75.
- van Hemert, C., Meixell, B.W., Smith, M.M. & Handel, C.M. (2019). Prevalence and diversity of avian blood parasites in a resident northern passerine. *Parasites and Vectors*, 12.
- Hudson, S.J., Lightfoot, N.F., Coulson, J.C., Russell, K., Sisson, P.R. & Sobo, A.O. (1991). Jackdaws and magpies as vectors of milkborne human *Campylobacter* infection. *Epidemiology & Infection*, 107, 363–372.
- IUCN. (2013). *Guidelines for Reintroductions and Other Conservation Translocations*. IUCN Species Survival Commission, Gland, Switzerland.
- Jakob-Hoff, R.M., MacDiarmid, S.C., Lees, C., Miller, P.S., Travis, D. & Kock, R. (2014). Manual of procedures for wildlife disease risk analysis. *Published in association with the International Union for Conservation of Nature and the Species Survival Commission*, 1, 160.
- Kapperud, G.A. & Rosef, O. (1983). Avian wildlife reservoir of *Campylobacter fetus* subsp. *jejuni*, *Yersinia* spp., and *Salmonella* spp. in Norway. *Applied and Environmental Microbiology*, 45, 375–380.
- Kearns, K.S. (2014). Avian aspergillosis. In: *International Veterinary Information Service* (ed. I.V.I.S.). www.ivis.org, Ithaca, NY.
- Keller, J.I., Shriver, W.G., Waldenström, J., Griekspoor, P. & Olsen, B. (2011). Prevalence of *Campylobacter* in wild birds of the mid-Atlantic region, USA. *Journal of Wildlife Diseases*, 47, 750–754.



- Kock, R.A., Woodford, M.H. & Rossiter, P.B. (2010). Disease risks associated with the translocation of wildlife. *OIE Rev. Sci. Tech*, 29, 329–350.
- Konicek, C., Vodrážka, P., Barták, P., Knotek, Z., Hess, C., Račka, K. & Troxler, S. (2016). Detection of zoonotic pathogens in wild birds in the cross-border region Austria–Czech Republic. *Journal of Wildlife Diseases*, 52, 850–861.
- Macdonald, J.W. (1965). Mortality in wild birds. *Bird Study*, 12, 181–195.
- Mair, N.S. (1973). Yersiniosis in wildlife and its public health implications. *Journal of Wildlife Diseases*, 9, 64–71.
- Martín-Maldonado, B., Vega, S., Mencía-Gutiérrez, A., Lorenzo-Rebenaque, L., Frutos, C., González, F. & Marin, C. (2020). Urban birds: An important source of antimicrobial resistant Salmonella strains in Central Spain. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 72, 101519.
- McGill, I., Feltrer, Y., Jeffs, C., Sayers, G., Marshall, R.N., Peirce, M.A., Stidworthy, M.F., Pocknell, A.S., & A.W. (2010). Isosporoid coccidiosis in translocated circl buntings (*Emberiza circlus*). *Veterinary Record*, 167, 656–660.
- Merino, S., Moreno, J., Sanz, J.J. & Arriero, E. (2000). Are avian blood parasites pathogenic in the wild? A medication experiment in blue tits (*Parus caeruleus*). *Proceedings of the Royal Society B*, 267, 2507–2510.
- Najdenski, H. & Speck, S. (2012). Yersinia infections. In: *Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe*. Wiley-Blackwell, pp. 293–302.
- Niskanen, T., Waldenström, J., Fredriksson-Ahomaa, M., Olsen, B. & Korkeala, H. (2003). virF-positive Yersinia pseudotuberculosis and Yersinia enterocolitica found in migratory birds in Sweden. *Applied and Environmental Microbiology*, 69, 4670–4675.
- Oglesbee, B.L. (1997). Mycotic diseases. In: *Avian Medicine and Surgery* (ed. Altman, R.B.). W.B. Saunders Company, Philadelphia, PA, pp. 323–361.
- O'Meara, D.C. & Witter, J.F. (1971). Aspergillosis. In: *Infectious and Parasitic Diseases of Wild Birds* (eds. Anderson, R.C., Karstad, L. & Trainer, D.O.). Iowa State University Press, Davis, J.N, pp. 153–162.
- Pawiak, R., Mazurkiewicz, M., Molenda, J., Pinowski, J. & Wieliczko, A. (1991). The occurrence of Escherichia coli strains pathogenic to humans and animals in the eggs and nestlings of Passer spp. In: *Nestling Mortality of Granivorous Birds Due to Microorganisms and Toxic Substances*. Polish Scientific Publisher, Warsaw, Poland, pp. 138–51.
- Pennycott, T.W., Ross, H.M., McLaren, I.M., Park, A., Hopkins, G.F. & Foster, G. (1998). Causes of death of wild birds of the family Fringillidae in Britain. *Veterinary Record*, 143, 155–158.
- Refsum, T., Vikøren, T., Handeland, K., Kapperud, G. & Holstad, G. (2003). Epidemiologic and pathologic aspects of Salmonella typhimurium infection in passerine birds in Norway. *Journal of Wildlife Diseases*, 39, 64–72.
- Rideout, B.A., Sainsbury, A.W. & Hudson, P.J. (2017). Which parasites should we be most concerned about in wildlife translocations? *Ecohealth*, 14, 42–46.
- Rivera, J., Barba, E., Mestre, A., Rueda, J., Sasa, M., Vera, P. & Monrós, J.S. (2013). Effects of migratory status and habitat on the prevalence and intensity of infection by haemoparasites in passerines



- in eastern Spain. *Animal Biodiversity and Conservation*, 36, 113–121.
- Ruiz-de-Castañeda, R., Vela, A.I., Lobato, E., Briones, V. & Moreno, J. (2011). Prevalence of Salmonella and Yersinia in free-living pied flycatchers (*Ficedula hypoleuca*) in central Spain. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 42, 313–316.
- Sacristán, C., Esperón, F., Herrera-León, S., Iglesias, I., Neves, E., Nogal, V. & Torre, A. (2014). Virulence genes, antibiotic resistance and integrons in *Escherichia coli* strains isolated from synanthropic birds from Spain. *Avian Pathology*, 43, 172–175.
- Sainsbury, A.W. & Vaughan-Higgins, R.J. (2012). Analyzing disease risks associated with translocations. *Conservation Biology*, 26, 442–452.
- Schoener, E.R., Alley, M.R., Howe, L. & Castro, I. (2013). Coccidia species in endemic and native New Zealand passerines. *Parasitology Research*, 112, 2027–2036.
- Schrenzel, M.D., Maalouf, G.A., Gaffney, P.M., Tokarz, D., Keener, L.L., McClure, D., Griffey, S., McAloose, D. & Rideout, B.A. (2005). Molecular characterization of isosporoid coccidia (*Isospora* and *Atoxoplasma* spp.) in passerine birds. *Journal of Parasitology*, 91, 635–647.
- Sehgal, R.N.M. (2015). Manifold habitat effects on the prevalence and diversity of avian blood parasites. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 4, 421–430.
- Soares, N.M., Tucci, E.C., Freitas, E.R. & Fernandes, D.P. (2016). Reduced productivity among confined laying hens infested by *Allopsoroptoides galli*. *Poultry Science*, 95, 819–22.
- Speck, S. (2012). *Campylobacter* infections. Infectious diseases of wild mammals and birds in Europe.
- Talabante Ramírez, C. (2017). *Contribución al conocimiento de la biología de la Alondra Ricoti (Chersophilus Duponti) en su área de distribución ibérica*. Tesis Doctoral.
- Talabante Ramírez, C., Aparicio Valenciano, A., Aguirre Martínez, J.L. & Peinado Lorca, M. (2019). Prevalence of ectoparasite arthropods in Dupont's Lark *Chersophilus duponti* – a seriously threatened passerine. *Bird Study*, 66, 145–148.
- Tompkins, D.M., Jones, T. & Clayton, D.H. (1996). Effect of vertically transmitted ectoparasites on the reproductive success of swifts (*Apus apus*). *Functional Ecology*, 10, 733–740.
- Velarde, R., M., C.-C., Lleixa, M., Estruch, J., Tampach, S., Espunyes Nozières, J., Lobato, L., Aloy, N., Durà, C., Vidal, F. & Marco, I. (2021). *Yersinia pseudotuberculosis* outbreak in Eurasian blackcap (*Sylvia atricapilla*) in Ebro delta, Spain. In: *Proceedings 69th WDA/14th EWDA Joint Virtual Conference*. Cuenca, Spain.
- Velarde, R., Porrero, M.C., Serrano, E., Marco, I., García, M., Téllez, S. & Lavín, S. (2012). Septicemic salmonellosis caused by *Salmonella* Hessarek in wintering and migrating Song Thrushes (*Turdus philomelos*) in Spain. *Journal of Wildlife Diseases*, 48, 113–121.
- Waldenström, J., Broman, T., Carlsson, I., Hasselquist, D., Achterberg, R.P., Wagenaar, J.A. & Olsen, B. (2002). Prevalence of *Campylobacter jejuni*, *Campylobacter lari*, and *Campylobacter coli* in different ecological guilds and taxa of migrating birds. *Applied and Environmental Microbiology*, 68, 5911–5917.
- Waldenström, J., On, S.L.W., Ottvall, R., Hasselquist, D. & Olsen, B. (2007). Species diversity of campylobacteria in a wild bird community in Sweden. *Journal of Applied Microbiology*, 102, 424–432.

APÉNDICE 3.4. ESTUDIO DE FACTIBILIDAD: ANÁLISIS DE RIESGOS PARA EL BIENESTAR ANIMAL

Introducción

Existe una preocupación creciente sobre cómo las actividades de conservación, incluyendo las translocaciones, pueden afectar al bienestar de los animales salvajes. Esta cuestión emergente, se refleja en las directrices de translocación de la IUCN, que recomiendan incorporar estas consideraciones (IUCN 2013). Identificar los riesgos para el bienestar tiene un doble objetivo. En primer lugar, maximizar el bienestar de los animales durante la translocación es una responsabilidad para cualquier intervención humana. En segundo lugar, maximiza el éxito de la translocación desde una perspectiva poblacional ya que reduce las probabilidades de desarrollar enfermedad, mejora la supervivencia y la reproducción de los animales y, por lo tanto, la viabilidad de la especie (Harrington et al. 2022).

El bienestar animal se refiere a cómo un animal se adapta o afronta las condiciones en las que vive. Un animal presenta un buen estado de bienestar si se encuentra sano, confortable, bien nutrido, seguro, puede expresar su comportamiento innato y no sufre estados desagradables como dolor, miedo o distrés (World Organization of Animal Health 2008). En este sentido, el bienestar animal se puede evaluar siguiendo el modelo de los “Cinco Dominios” (ver Harvey et al. 2020 para más detalles). Este modelo permite identificar compromisos en cuatro dominios físicos/funcionales (nutrición, ambiente, salud y comportamiento) y en un dominio mental que refleja las experiencias afectivas del animal.

Considerando la información disponible de la especie en respecto a cada dominio, se han evaluado una lista de posibles riesgos para el bienestar animal durante la presente translocación. Estos riesgos se han clasificado en 1) riesgos durante la captura, 2) riesgos durante el transporte y 3) riesgos después de la liberación, siguiendo las sugerencias de Harrington et al. (2022). La lista original de riesgos ha sido reducida ya que la presente translocación no incluye una fase de cautividad de los animales. Los riesgos para el bienestar relacionados con la salud (Dominio 3) sólo se mencionan brevemente en este apartado ya que han sido extensamente analizados y se han propuesto medidas de mitigación del riesgo en el Apdo. 3.3. Cabe apuntar que la muerte de los animales no se considera un problema de bienestar en sí misma, pero sí el sufrimiento que la precede.

Resultados

Riesgos para el bienestar durante la captura

- Distrés, miedo o ansiedad a causa de la captura y manipulación: **probabilidad alta.**

Justificación: la experiencia del equipo indica que esta especie muestra un comportamiento muy dócil en las bolsas de captura y durante la manipulación. Aunque esto se podría interpretar como una ausencia de estrés, muchas especies presa tienen mecanismos para ocultar los signos de estrés o dolor para confundir a los depredadores. Por lo tanto, la ausencia o dificultad para reconocer signos de estrés no es un indicador fiable en este caso. Siguiendo un enfoque cauteloso, debemos asumir que la captura y manipulación es un proceso altamente estresante y puede suponer ansiedad y miedo para cualquier animal salvaje.

- Lesiones a causa de la captura y manipulación: **probabilidad moderada.**

Justificación: la experiencia del equipo indica que la ocurrencia de lesiones durante la captura y manipulación es muy baja (<1 en 500 individuos; *datos propios*). Esta especie muestra un comportamiento muy dócil en las bolsas de captura y durante la manipulación. Por lo tanto, no se espera que los animales presenten signos de lucha que puedan resultar en lesiones.

- Muerte a causa de la captura y manipulación: **probabilidad baja.**

Justificación: la experiencia del equipo indica que la ocurrencia de muerte durante la captura y manipulación es muy baja (2 en 500 individuos, debido a depredación sobre individuos en cepo; *datos propios*).

- Impactos negativos en la población de origen a causa de la retirada de individuos para la translocación: **probabilidad negligible.**

Justificación: al no tratarse de una especie social, no se esperan problemas de bienestar relacionados con la rotura de lazos o el aislamiento social en la población de origen.

Opciones de mitigación del riesgo: como se ha mencionado anteriormente el equipo de campo tiene una amplia experiencia en la captura y manipulación de esta especie. Por lo tanto, estos procedimientos siempre serán llevados a cabo por profesionales expertos y su duración será reducida al mínimo tiempo posible. Estas medidas correctoras se encuentran más ampliamente detalladas en otros apartados de este documento (Apdo. 3.3 y 4.1).

Riesgos para el bienestar durante el transporte

- Distrés, miedo o ansiedad a causa del transporte: **probabilidad alta**.
- Lesiones a causa del transporte: **probabilidad moderada**.
- Muerte a causa de la captura y manipulación: probabilidad baja.
- Justificación: Ver apartados anteriores.
- Malestar térmico, ventilatorio o relacionado con el movimiento del vehículo durante el transporte: **probabilidad alta**.

Justificación: las condiciones de temperatura durante el transporte diferirán de las del ambiente de origen. Además, la ventilación se puede ver comprometida dentro de las cajas de transporte y el movimiento del vehículo puede suponer un malestar. Todo ello puede resultar en que el ambiente durante el transporte resulte un desafío para el individuo.

Opciones de mitigación del riesgo: el transporte se realizará en cajas de cartón individuales con perforaciones en los laterales. Esto permitirá confinar a los animales sin inmovilizarlos, maximizar la ventilación y minimizar el riesgo de sobrecalentamiento de los animales (Ewen et al. 2018). Además, la fase de transporte durará un tiempo máximo de 6 horas (incluyendo la captura, manipulación, desplazamiento, marcaje y liberación de los animales). Se evitará la liberación de animales excesivamente estresados o con lesiones mediante un segundo examen clínico en el sitio de destino. Estas medidas correctoras se encuentran más ampliamente detalladas en otros apartados de este documento (Apdo. 3.3 y 4.2).

Riesgos para el bienestar después de la liberación

- Distrés, miedo o ansiedad a causa de los medios de marcaje y seguimiento: **probabilidad alta**.

Justificación: Siguiendo un enfoque cauteloso, asumimos que la colocación de transmisores VHF es un factor estresante que puede suponer ansiedad y miedo para cualquier animal salvaje. Además, también podrían afectar al comportamiento normal del animal, aumentando el tiempo de acicalamiento o dedicando tiempo a intentar retirarse el dispositivo en detrimento a otros comportamientos. Por otro lado, las anillas son un método de marcaje rutinario en aves que, colocado por personal experto, es extremadamente seguro y raramente presenta efectos en el comportamiento.

- Lesiones a causa de los medios de marcaje y seguimiento: **probabilidad moderada**.

Justificación: el equipo nunca ha registrado lesiones a causa de las anillas o los transmisores VHF. Sin embargo, hay registros de lesiones causadas por transmisores tanto directas como indirectas, cuando el individuo se autolesiona tratando de desprenderse del transmisor (Geen et al. 2019). Por otro lado, las anillas son un método de marcaje rutinario en aves que, colocado por personal experto, es extremadamente seguro y raramente se detectan lesiones.

- Muerte a causa de los medios de marcaje y seguimiento: **probabilidad baja.**

Justificación: el equipo nunca ha registrado muertes a causa de las anillas o los transmisores VHF. Sin embargo, hay registros de muertes causadas por transmisores en la literatura (Geen et al. 2019), por lo tanto, el riesgo no es negligible.

- Distrés a causa de la liberación de individuos sin su grupo social: **probabilidad baja.**

Justificación: al no tratarse de una especie social, no se esperan problemas de bienestar relacionados con la rotura de lazos o el aislamiento social en los animales liberados.

- Distrés a causa de la liberación de individuos en grupo en especies solitarias: **probabilidad baja.**

Justificación: aunque teóricamente posible, nunca se han registrado efectos en el bienestar de este tipo en otras translocaciones (Harrington et al. 2022). Se espera que la baja densidad de animales en la zona de destino y la rápida dispersión de los animales liberados no produzcan efectos negativos.

- Distrés, lesiones o muerte a causa de la captura y manipulación para la monitorización: **probabilidad baja.**

Justificación: debido al comportamiento de esta especie y de los bajos porcentajes de recaptura, la monitorización se llevará a cabo principalmente de forma remota, mediante transmisores. En caso de que el equipo valore necesaria una captura en la zona de destinación, los riesgos para el bienestar serían equivalentes a los presentados con anterioridad en el apartado de “Riesgos para el bienestar durante la captura”.

- Distrés, problemas de salud o muerte a causa de la falta de soporte post-liberación: **probabilidad moderada.**

Justificación: el programa de translocación no incluye acciones de soporte después de la liberación y los animales serán liberados en forma de “suelta dura”. Estudios anteriores sugieren la liberación dura como el mejor método a emplear en pequeñas aves insectívoras territoriales (Lovegrove & Veitch 1994; Lovegrove 1996). Existe incertidumbre sobre el comportamiento de los individuos liberados, en específico sobre si permanecen en el área de destino o más frecuentemente tienden a dispersarse o desplazarse para volver al lugar de origen, lo que supondría la pérdida de individuo y el parcial o total fracaso de la translocación. Métodos de suelta “blanda”, como una fase de aclimatación en jaulones en el área de destino, podrían reducir este riesgo de dispersión (Apéndice 3.1). Sin embargo, esto también supondría problemas para el bienestar animal, aumentando el estrés acumulado y pudiendo causar problemas sanitarios o conductuales (McEwen 1998; Dickens et al. 2010). Frente

a ese balance incierto riesgo/beneficios para los animales, los métodos de suelta blanda necesitan recursos y esfuerzos adicionales, para la preparación y el mantenimiento. Por lo tanto, en el presente plan se propone que la translocación siga inicialmente un método de suelta dura, que podrá ser sometida a las modificaciones necesarias en los años siguientes en función de los resultados del monitoreo posterior. Inicialmente se planteó la colocación de comederos con altavoces con el objetivo de mejorar la persistencia en la zona de suelta y para suplementar la alimentación. Sin embargo, esta opción fue descartada ya que la reproducción de cantos grabados podría generar estrés en los individuos locales y los comederos pueden suponer un lugar de concentración de animales y riesgo de transmisión de patógenos.

- Distrés, problemas de salud o muerte a causa de amenazas desconocidas, sin resolver o mitigadas inadecuadamente: **probabilidad moderada.**

Justificación: las zonas de liberación han sido seleccionadas para maximizar la idoneidad del hábitat. En caso de necesidad, el hábitat será recuperado y preparado previamente a la liberación, en base a la evidencia recogida durante el proyecto precedente LIFE Ricotí. Sin embargo, todavía existe incertidumbre respecto a la naturaleza y magnitud de las amenazas a las que se enfrenta la especie y sobre las acciones más efectivas para mitigarlas. Por lo tanto, es posible que aparezcan problemas de bienestar animal en este aspecto. El presente proyecto, tiene un enfoque exploratorio y pretende, de forma deliberada, identificar estos problemas.

Opciones para la mitigación del riesgo: para los riesgos derivados de los métodos de marcaje, estos serán colocados exclusivamente por profesionales con experiencia previa (Apdo. 5.2). Los transmisores nunca supondrán más del 3% del peso corporal del individuo ya que se ha demostrado que esto reduce enormemente la incidencia de problemas de comportamiento y de salud (Geen et al. 2019). Todos los animales liberados serán monitorizados por lo que se podrá obtener información de comportamiento, reproducción y supervivencia. Además, el equipo de campo realizará observaciones en la zona de liberación, lo que permitirá detectar animales enfermos o muertos. Estos datos permitirán refinar los protocolos de suelta y la mitigación de las amenazas para la especie. En el caso de la liberación dura, está podrá verse substituida por una fase de aclimatación y/o suplementación alimentaria en la zona de destino. En el caso de aplicación de nuevas medidas de mitigación de las amenazas que puedan suponer un problema de bienestar animal (e.g., control de depredadores, gatos asilvestrados), se realizarán siguiendo todos los procedimientos legales, los protocolos de buenas prácticas y se re-evaluarán los riesgos al bienestar. Es importante recalcar, que el presente programa de translocación cuenta con un plan de emergencia o de salida en caso que estos riesgos sean inaceptables (Apdo. 3.5).



En resumen y como conclusión, en la presente translocación de alondra ricotí existe un **riesgo moderado para el bienestar animal**. La magnitud e impactos exactos de estos riesgos son desconocidos ya que no hay experiencias previas de translocación de esta especie. Los riesgos para el bienestar en la fase de captura y transporte serán mitigados gracias a la extensa experiencia del equipo en la captura y manipulación de esta especie, y siguiendo los protocolos de buenas prácticas que han sido desarrollados en otras translocaciones. Los riesgos para el bienestar después de la liberación son más difíciles de gestionar ya que serán inciertos hasta que se acumule experiencia a medida que se desarrollan las translocaciones. El protocolo de monitorización descrito en este documento (Apdo. 5) está diseñado para poner de manifiesto factores de riesgo y el enfoque adaptativo (Apdo. 3.5) permitirá corregir problemas de bienestar en equilibrio con los objetivos del proyecto.

Bibliografía

- Dickens, M.J., Delehanty, D.J. & Michael Romero, L. (2010). Stress: An inevitable component of animal translocation. *Biological Conservation*, 143, 1329–1341.
- Ewen, J.G., Armstrong, D.P., McInnes, K., Parker, K.A., Richardson, K., Walker, L.K., Makan, T. & McCready, M. (2018). *Hihi best practice guide*. Department of Conservation, Wellington, New Zealand.
- Geen, G.R., Robinson, R.A. & Baillie, S.R. (2019). Effects of tracking devices on individual birds—a review of the evidence. *Journal of Avian Biology*, 50.
- Harrington, L.A., Lloyd, N. & Moehrensclager, A. (2022). Animal welfare, Animal rights, and conservation translocations: moving forward in the face of ethical dilemmas. In: *Conservation Translocations*. Cambridge University Press.
- Harvey, A.M., Beausoleil, N.J., Ramp, D. & Mellor, D.J. (2020). A ten-stage protocol for assessing the welfare of individual non-captive wild animals: Free-roaming horses (*Equus ferus caballus*) as an example. *Animals*, 10, 148.
- IUCN. (2013). *Guidelines for Reintroductions and Other Conservation Translocations*. IUCN Species Survival Commission, Gland, Switzerland.
- Lovegrove, T.G. (1996). Island releases of saddlebacks *Philesturnus carunculatus* in New Zealand. *Biological Conservation*, 77, 151–157.
- Lovegrove, T.G. & Veitch, C.R. (1994). Translocating wild forest birds. *Ecological Management*, 2, 23–35.
- McEwen, B.S. (1998). Seminars in medicine of the Beth Israel Deaconess Medical Center: protective and damaging effects of stress mediators. *New England J. Medicine*, 338, 171–179.
- World Organization of Animal Health. (2008). Introduction to the recommendations for animal welfare, Article 7.1.1. In: *Terrestrial Animal Health Code 2008*. World Organization for Animal Health (OIE), Paris, pp. 235–236.



