

CONSEJERÍA DE MEDIO AMBIENTE Y ORDENACIÓN DEL TERRITORIO

# **PROGRAMA DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA DE LA FAUNA SILVESTRE EN ANDALUCÍA**



JUNTA DE ANDALUCÍA

PROGRAMA DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA DE LA FAUNA  
SILVESTRE EN ANDALUCÍA

INFORME

PROGRAMA DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA DE PERDIZ ROJA (*Alectoris rufa*)

Temporadas de caza: desde la temporada 2012/2013 a la 2014/2015

**Director Instituto Andaluz de Caza y Pesca Continental:** Guillermo Ceballos. Dirección General de Gestión del Medio Natural y Espacios Protegidos. CMAOT.

**Coordinador Regional del PVE:** Felix Gómez-Guillamón CMAOT.

**Técnicos del PVE:** Eva Rodríguez, Elena Rayas, Leonor Camacho y Ventura Talavera. Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía. CMAOT.

**Responsable del CAD:** Irene Zorrilla - Agencia de Medio Ambiente y Agua de Andalucía. CMAOT.

**Asesoramiento Epidemiológico:** Ignacio García-Bocanegra. Departamento de Sanidad Animal. Facultad de Veterinaria. Universidad de Córdoba.

**Grupo de trabajo del PVE:** Coordinador regional y técnicos del PVE, responsable del CAD, asesor epidemiológico, Cristina San José, Isabel Molina, Maria Luisa Fernández.

#### **Agradecimientos:**

La toma de muestras para el presente programa ha sido posible gracias a la colaboración de los titulares, gestores y guardas de 44 cotos deportivos y privados de caza, así como de los Agentes de Medio Ambiente, Celadores Forestales y personal adscrito al Espacio Natural Protegido de Doñana y personal adscrito al Centro de Montes de Lugar Nuevo y Selladores-Contadero en Jaén.

INDICE

<b>1. RESUMEN.....</b>	<b>4</b>
<b>2. ANTECEDENTES.....</b>	<b>4</b>
<b>3. INTRODUCCIÓN.....</b>	<b>5</b>
<b>4. OBJETIVOS.....</b>	<b>6</b>
<b>5. MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>6</b>
5.1 RECURSOS MATERIALES Y HUMANOS.....	6
5.2 ÁREA DE ESTUDIO.....	7
5.3 MÉTODO DE MUESTREO, TAMAÑO Y OBTENCIÓN DE LA MUESTRA. .....	9
5.4 ENCUESTA EPIDEMIOLÓGICA Y OBTENCIÓN DE DATOS.....	10
5.4.1 Ficha de toma y remisión de muestras de perdiz roja.....	10
5.4.2 Encuesta epidemiológica.....	10
5.5 DIAGNÓSTICO LABORATORIAL.....	11
5.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	12
<b>6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>12</b>
6.1. ANÁLISIS.....	12
6.1.1. Distribución espacial del muestreo.....	12
6.1.2 Distribución temporal del muestreo.....	13
6.1.3 Características generales de las zonas muestreadas.....	14
6.1.4 Medidas de gestión.....	15
6.1.5. Animales muestreados.....	18
6.2. RESULTADOS DE LAS ENFERMEDADES.....	20
6.2.1 Flavivirus. West Nile. Bagaza.....	20
6.2.2 Enfermedad de Newcastle.....	23
6.2.3 Influenza aviar.....	24
6.2.4 Campilobacteriosis.....	25
6.2.5 Salmonelosis.....	27
6.2.6 Estudio parasitológico.....	27
<b>7. CONCLUSIONES/ RECOMENDACIONES.....</b>	<b>30</b>
<b>8. BIBLIOGRAFÍA.....</b>	<b>32</b>
<b>Anexo1. Encuesta Epidemiológica.....</b>	<b>42</b>
<b>Anexo 2. Ficha de toma y Remisión de muestras.....</b>	<b>43</b>
<b>Anexo 3. Glosario.....</b>	<b>44</b>

## 1. RESUMEN

Desde la puesta en marcha del Programa de Vigilancia Epidemiológica de la Fauna Silvestre en Andalucía (PVE) en septiembre de 2009, se han analizado un total de 906 ejemplares de perdiz roja (*Alectoris rufa*); 463 durante la primera fase del PVE (PVE I; temporadas de caza 2009/2010, 2010/2011 y 2011/2012 (disponible en: <http://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/site/pcp>) y 443 durante el presente PVE II (temporadas de caza 2012/2013, 2013/2014 y 2014/2015). Los animales muestreados en el PVE II procedieron de 44 zonas distintas, de las cuales 43 pertenecen a cotos de caza y una al Espacio Natural de Doñana (EN Doñana). A partir de las muestras obtenidas se han generado más de 3.500 analíticas.

Los resultados obtenidos en el presente PVE II, confirman la infección por virus de West Nile, virus de la enfermedad de Newcastle, *Campylobacter* spp. y *Salmonella* spp en perdiz roja en Andalucía. Sin embargo, las prevalencias obtenidas indican una limitada circulación de estos patógenos zoonóticos en las poblaciones de perdiz roja en Andalucía. La presencia de perdices infectadas por virus de West Nile en el PVE I y PVE II en la provincia de Sevilla, sugieren una circulación endémica de este virus en las poblaciones de perdiz roja en esta provincia. La ausencia de anticuerpos frente a virus Influenza aviar en ambos programas (PVE I y PVE II), indican que la perdiz roja no tiene un papel relevante en la epidemiología de esta enfermedad. Los resultados muestran una elevada prevalencia de infección por diferentes especies de parásitos intestinales en las poblaciones de perdices en Andalucía.

## 2. ANTECEDENTES

En base a lo establecido en su momento por el artículo 7 del Decreto 182/2005 del 26 de julio, que regula el Reglamento de Ordenación de la Caza, y en el artículo 16 de la Ley 8/2003, del 28 de octubre, de la Flora y la Fauna Silvestres, la Consejería de Medio Ambiente y Ordenación del Territorio de la Junta de Andalucía (CMAOT), puso en marcha en 2009 el PVE, con el principal objetivo de determinar el estado sanitario de las especies silvestres, detectar la aparición de brotes de enfermedades, y realizar estudios epidemiológicos con el fin de determinar los principales factores de riesgo asociados a estas enfermedades, para

finalmente establecer, junto con las Consejerías competentes de Agricultura y Pesca y de Salud, las medidas de control (prevención y lucha) frente a enfermedades que afectan a la fauna silvestre, en cumplimiento de este artículo, se constituyó el Comité de Coordinación del PVE como órgano encargado de la toma de decisiones, constituido por representantes de las tres Consejerías implicadas y de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Córdoba.

El PVE cuenta con 15 protocolos específicos de especies o grupos de especies, incluyendo especies cinegéticas y protegidas.

En el presente informe se exponen los resultados obtenidos tras la ejecución de la segunda fase del Protocolo específico del Programa de Vigilancia Epidemiológica de la Fauna Silvestre (PVE II) de la perdiz roja (*Alectoris rufa*) en Andalucía.

### 3. INTRODUCCIÓN

Los principales factores limitantes de las poblaciones naturales de perdiz roja pueden ser directamente atribuibles a la degradación del hábitat y los cambios en los modelos de gestión agrarios. A su vez, la depredación, la sobreexplotación cinegética, los problemas asociados a perdices procedentes de granjas cinegéticas (introducción de nuevos patógenos, introgresión genética e hibridación) o las enfermedades, son factores igualmente implicados en la disminución de sus poblaciones.

Diversas medidas que derivan de la gestión cinegética en los cotos de caza, incluyendo las sueltas cinegéticas, las traslocaciones o elevadas densidades poblacionales en determinadas áreas, pueden dar lugar al desarrollo de nuevos escenarios y situaciones epidemiológicas que impliquen un riesgo sanitario para las poblaciones de perdices así como para otras especies simpátricas, incluida el hombre (Gortázar y cols., 2000). Por lo tanto, el estudio de la ecopatología de las enfermedades con implicación en la fauna silvestre, Sanidad Animal y Salud Pública resulta de especial interés.

Una descripción detallada de las enfermedades se puede consultar en el informe PVE I Perdiz roja disponible en: <http://www.juntadeandalucia.es/medioambiente/site/pcp>.

#### 4. OBJETIVOS

Los objetivos fijados en el PVE de la perdiz roja son:

1. Determinar el estado sanitario y la ausencia/presencia y prevalencia de las diferentes enfermedades que afectan a esta especie en Andalucía.
2. Poner en marcha un dispositivo de Emergencia Sanitaria para la detección precoz de posibles mortandades en perdiz roja, debidas a procesos infectocontagiosos.
3. Determinar la distribución espacial por áreas cinegéticas de las diferentes enfermedades analizadas. Establecer los factores de riesgo asociados a estas enfermedades.
4. Establecer las medidas para la elaboración de programas de lucha (control y prevención) de las diferentes enfermedades analizadas en la perdiz roja mediante recomendaciones y propuestas de medidas de gestión.

#### 5. MATERIALES Y MÉTODOS

##### 5.1 RECURSOS MATERIALES Y HUMANOS

El personal técnico encargado de la gestión y ejecución del PVE de la perdiz roja es el siguiente:

1. Tres técnicos veterinarios adscritos al PVE.
2. Coordinador regional del PVE de la CMAOT.
3. Grupo de trabajo PVE; constituido por un equipo multidisciplinar de técnicos (biólogos y veterinarios) adscritos a la CMAOT, entre los que están incluidos los técnicos y el Coordinador regional del PVE.
4. Asesoramiento científico y epidemiológico del Departamento de Sanidad Animal de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Córdoba.
5. Equipo técnico del CAD.

El equipo de campo que lleva a cabo los muestreos lo constituyen tres técnicos veterinarios del PVE, uno para las provincias de Córdoba, Cádiz y Sevilla, otro para las provincias de Málaga, Granada y Almería y otro para las provincias de Huelva y Jaén. Para el desplazamiento y acceso a las zonas de muestreo, se ha dispuesto de vehículos todo terreno.

Todas las muestras tomadas en campo han sido remitidas al CAD para su procesado y análisis. Así mismo, desde este laboratorio se remitieron muestras a los laboratorios de Producción y Sanidad Animal de Sevilla (CAPDER) y al Laboratorio Central de Veterinaria de Algete (MAPAMA).

Con excepción de pequeñas modificaciones, se ha mantenido el listado de cotos colaboradores propuesto en el PVE I por las diferentes Delegaciones Territoriales de Medio Ambiente y Ordenación del Territorio (ver punto 5.2). Una vez finalizados los análisis, dichas Delegaciones enviaron a los titulares de los cotos los informes de resultados con las recomendaciones incluidas para mejorar la gestión sanitaria de sus acotados. Estos informes de resultados se elaboraron por el personal técnico del PVE.

Para la obtención de muestras y encuestas epidemiológicas, se ha contado con la participación y colaboración de titulares, representantes, gestores y guardas de caza de los 44 cotos colaboradores con el PVE, además de personal del EN Doñana.

## 5.2 ÁREA DE ESTUDIO

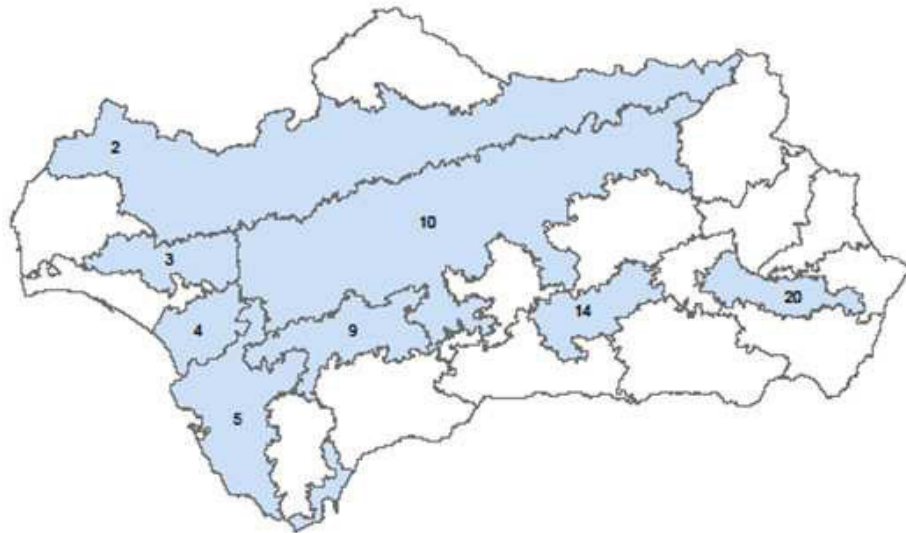
Para la selección de las áreas de estudio se han tenido en cuenta los censos obtenidos como parte del Programa de seguimiento de especies cinegéticas en Andalucía durante el periodo 2010 a 2012, datos de capturas recogidos de las memorias anuales de caza, así como información recopilada durante la ejecución del PVE de campañas anteriores.

En el presente PVE II se ha llevado a cabo en 8 de las 23 áreas cinegéticas establecidas en Andalucía (Decreto 232/ 2007, 31 de julio, por el que se aprueba el Plan Andaluz de la Caza) en concreto las áreas cinegéticas 2, 3, 4, 5, 9, 10, 14 y 20 (Figura 1). Para la realización del muestreo, se seleccionaron las áreas con una densidad superior a 12 ejemplares/km<sup>2</sup>. (datos del programa de seguimiento de especies cinegéticas en Andalucía durante octubre de 2010, octubre de 2011 y octubre de 2012), en esta situación se encuentran incluidas las áreas cinegéticas 3, 5, 9 y 10. En relación a las áreas 14 y 20, donde



los resultados de los censos no superaban los 12 ejemplares/Km<sup>2</sup>, se han incluido en el muestreo porque se ha podido constatar por las memorias de caza temporadas anteriores que el número de capturas era indicativo de una abundancia suficiente para la ejecución del PVE II.

Así mismo, pese a que el área 2 y el área 4 (dentro del EN Doñana) no alcanzaban la densidad mínima de 12 ejemplares/km<sup>2</sup>, fueron igualmente incluidas en el PVE II debido a la importancia de la perdiz roja para la conservación de las poblaciones de lince ibérico y águila imperial presentes en estas áreas.



<i>Áreas cinegéticas</i>	
1. Andévalo	<b>9. Piedemonte subbética</b>
<b>2. Sierra Morena</b>	<b>10. Campiña Valle del Guadalquivir</b>
<b>3. Campo Tejada-Aljarafe</b>	11. Los Pedroches
<b>4. Marismas</b>	12. Sierra subbética
<b>5. Campiña de Cádiz</b>	13. Tejada-Almijara
6. Alcornocales	<b>14. Depresión de Granada</b>
7. Pinares de Huelva	15. Sierra sur de Jaén
8. Ronda- Grazalema	16. Sierras de Cazorla

Figura 1. Áreas de vigilancia epidemiológica para la perdiz roja en Andalucía.

### Selección de los cotos muestreados

Con el fin de monitorizar la evolución temporal de las enfermedades estudiadas, en la ejecución del PVE II se volvieron a seleccionar, en la medida de lo posible, los mismos cotos analizados en el PVE I. Asimismo, se han realizado ligeras modificaciones orientadas a una mejor ejecución de los muestreos y optimización de los recursos, incluyéndose algunos cotos nuevos y quedando otros como reserva.

## 5.3 MÉTODO DE MUESTREO, TAMAÑO Y OBTENCIÓN DE LA MUESTRA.

### Método de muestreo y tamaño de la muestra

Se determinó el número de ejemplares a muestrear en cada una de las áreas cinegéticas incluidas en el PVE, con el objetivo de detectar la presencia/ausencia de una enfermedad con una prevalencia mínima esperada del 5% y un nivel de confianza del 95%. Empleando este criterio, el número de perdices a muestrear en cada área es de 59. Por lo tanto, el número total de perdices en las 8 áreas cinegéticas incluidas en el PVE II es de 472.

### Frecuencia en la toma de muestra

Coincidiendo con las jornadas de caza de tres campañas cinegéticas consecutivas, tanto en periodo hábil de caza general como durante el periodo hábil de caza con reclamo, y en dos casos mediante autorización especial en Espacios Protegidos, se han muestreado un total de 45 zonas que, a excepción del EN de Doñana, todas pertenecieron a cotos de caza.

### Obtención de la muestra

A partir de los animales abatidos en la jornada de caza, se realizó una selección aleatoria de aproximadamente 10 ejemplares por coto, incluyendo animales de diferentes edades y ambos sexos. El procedimiento se describe a continuación:

- Exploración externa: identificación de lesiones externas, así como la presencia de ectoparásitos.

- Toma de muestras de cada ejemplar (Tabla 1). Tras la toma de muestras y descripción de las lesiones observadas, los ejemplares fueron devueltos a los cazadores.



Foto 1. Toma de muestras.

## 5.4 ENCUESTA EPIDEMIOLÓGICA Y OBTENCIÓN DE DATOS

### 5.4.1 FICHA DE TOMA Y REMISIÓN DE MUESTRAS DE PERDIZ ROJA

Paralelamente a la recogida de muestras, se obtuvieron datos individuales de cada ejemplar: sexo, edad (joven, subadulto, adulto), condición corporal (deficiente, buena), lesiones observadas (aparentemente normal, caquexia, granulomas caseosos, neumonía, enteritis, hiperqueratosis en las patas) y presencia de piojos (nula, baja, alta) (**Anexo 2: Ficha de toma y remisión de muestras**).

### 5.4.2 ENCUESTA EPIDEMIOLÓGICA

Se cumplimentó un cuestionario epidemiológico (**Anexo1: Encuesta epidemiológica**) en cada uno de los cotos incluidos en el PVE II. Dichos cuestionarios se realizaron por los técnicos del PVE, mediante entrevista personal con cazadores, guardas, titulares, representantes y gestores de cotos, Agentes de Medio Ambiente, y en el caso del EN Doñana por personal adscrito al mismo.

5.5 DIAGNÓSTICO LABORATORIAL

En la siguiente tabla se resumen las enfermedades estudiadas y las técnicas empleadas para su análisis en los laboratorios correspondientes:

**Tabla 1.** Resumen de las técnicas diagnósticas utilizadas para la detección de los agentes infecciosos estudiados.

ENSAYO	ANÁLISIS	LABORATORIO	MUESTRA
Microbiología	<i>Salmonella</i> spp	CAD	Yeyuno
Microbiología	<i>Campylobacter</i> spp	CAD	
PCR	Virus de la enfermedad de Newcastle	LPSA de Sevilla	Torunda virus orofaríngea
PCR	Influenza aviar (Influenzavirus tipo A)	LCV Algete	
PCR	Virus de West Nile	LCV Algete	
PCR	Virus Bagaza	LCV Algete	
Parasitología	Estudios coprológicos (identificación a nivel de género) en pool por cotos	CAD	Heces

5.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

La prevalencia individual estimada de las diferentes enfermedades incluidas en el PVE, se determinó a partir del porcentaje de animales positivos sobre el total de animales analizados, con un intervalo de confianza del 95% (IC95%).

6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. ANÁLISIS

6.1.1. DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DEL MUESTREO

A lo largo del periodo de estudio se han analizado un total de 443 ejemplares de perdiz roja, obteniéndose un grado de cumplimiento del 94% sobre el estimado inicialmente (N=472). Estos ejemplares se han obtenido en 45 zonas de muestreo, incluyendo 44 cotos de caza y el EN de Doñana (Figura 2). El 69% (31/45) de las zonas incluidas en el PVE II, fueron zonas previamente muestreadas en el PVE I. Estas zonas son de especial interés para monitorizar la evolución temporal de las enfermedades estudiadas en el PVE en Andalucía. El siguiente mapa (Figura 2) muestra la distribución de dichos cotos y zonas en las 8 áreas cinegéticas seleccionadas para el estudio.

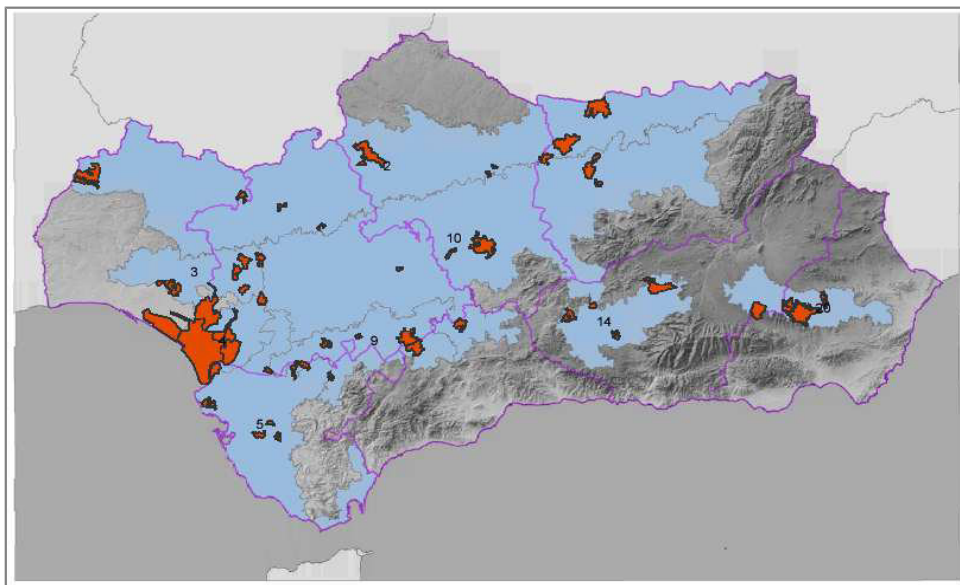
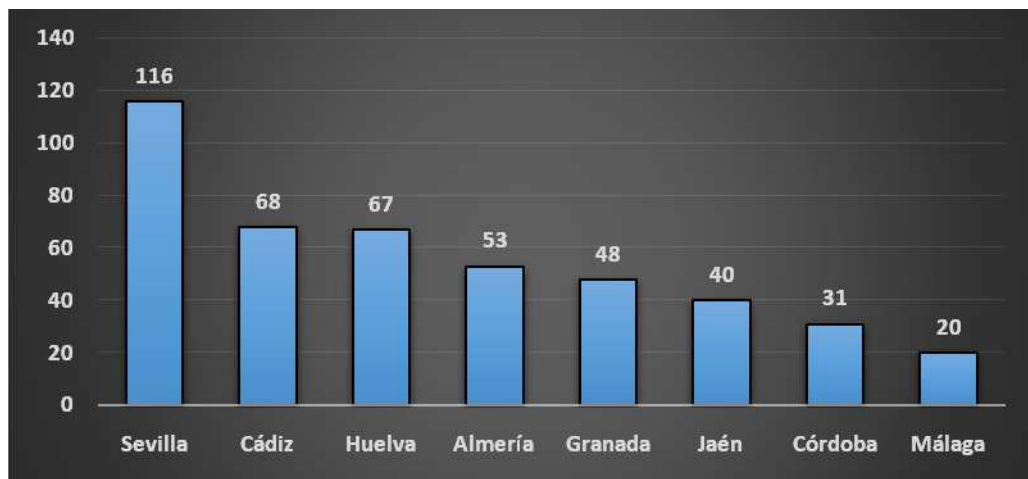


Figura 2. Distribución de las zonas muestreadas en las 8 áreas cinegéticas seleccionadas para el estudio.

La distribución por provincias de las 443 perdices analizadas en el PVE de perdiz roja queda reflejada en la **Figura 3**. Se observa una distribución desigual entre provincias, siendo Córdoba, Jaén y Málaga las que presentan el menor número de perdices analizadas. En el caso de Córdoba y Jaén esto es debido a la extensión de las áreas cinegéticas 2 (Sierra Morena) y 10 (Valle del Guadalquivir), de forma que el reparto estimado de 59 ejemplares/área cinegética se realizó entre todas las provincias que comprenden dichas áreas. Por otro lado, el resto de provincias incluyen mayor número de áreas cinegéticas y por tanto mayor número de ejemplares muestreados, salvo en lo que se refiere a la provincia de Málaga, que está cubierta casi en su totalidad por áreas no incluidas en el PVE de perdiz roja. La distribución del muestreo fue muy similar al realizado en el PVE I, siendo Sevilla, Cádiz y Huelva las provincias con mayor número de ejemplares muestreados.



**Figura 3** Distribución de las perdices muestreadas en cada provincia.

En total se han tomado muestras procedentes de 43 términos municipales distribuidos en las 8 provincias de Andalucía.

### 6.1.2 DISTRIBUCIÓN TEMPORAL DEL MUESTREO

El periodo de muestreo del PVE II tuvo lugar desde principios de febrero de 2013 hasta principios de marzo 2015, con un total de 60 jornadas de trabajo.

El muestreo no fue homogéneo a lo largo del periodo de estudio, siendo la temporada de caza 2013/2014 la de mayor presión de muestreo. La mayoría de las muestras se obtuvieron en el periodo hábil de caza general (otoño) y en el periodo hábil de caza con reclamo

(invierno). En menor medida se han aprovechado algunas autorizaciones de carácter especial (Figura 4).

<i>En</i>	<i>Fe</i>	<i>Mz</i>	<i>Ab</i>	<i>My</i>	<i>Jn</i>	<i>Jl</i>	<i>Ag</i>	<i>Sep</i>	<i>Oct</i>	<i>Nov</i>	<i>Dic</i>
<i>Periodo hábil (con reclamo macho)</i>									<i>Periodo hábil</i>		
<i>Autorizaciones especiales</i>											

**Figura 4.** Calendario periodo hábil de caza para la perdiz roja en Andalucía.

### 6.1.3 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ZONAS MUESTREADAS

De las 45 zonas muestreadas, 44 correspondieron a cotos de caza y una al EN Doñana. Estos resultados son muy similares a los obtenidos en el PVE I. Las modalidades de caza más utilizadas por los cotos y para la especie en cuestión, son los ojeos (39%), la caza con reclamo (28%) y caza en mano (22%). Según la encuesta epidemiológica, el 35% (16/45) consideraron que las poblaciones de individuos jóvenes y adultos en sus terrenos se encontraban en proporciones similares, el 18% (8/45) indicaron una mayor densidad de animales jóvenes, mientras que el 47% (21/45) restante anotaron un mayor porcentaje de individuos adultos con respecto a los jóvenes.

El 100% (45/45) de los encuestados consideraron que el estado sanitario general de las poblaciones de perdiz fue bueno. Sólo el 9% (4/45) detectó mortalidad alta en el último año.

La presencia de zorros se confirmó en el 100% (45/45) de las zonas muestreadas, seguido de rapaces en el 91% (41/45). Así mismo perros y gatos asilvestrados, tejones, meloncillos, ginetas, garduñas y comadreas se observaron en más del 44% de las zonas analizadas. Otras especies de depredadores observadas fueron gato montés, turón, lince ibérico y urraca.

#### 6.1.4 MEDIDAS DE GESTIÓN

A continuación, en base a la información aportada por las encuestas epidemiológicas, se describen de forma general las principales medidas de gestión implantadas en las zonas muestreadas en el PVE de esta especie, así como los datos relativos al estado sanitario general en los acotados en el momento del estudio.

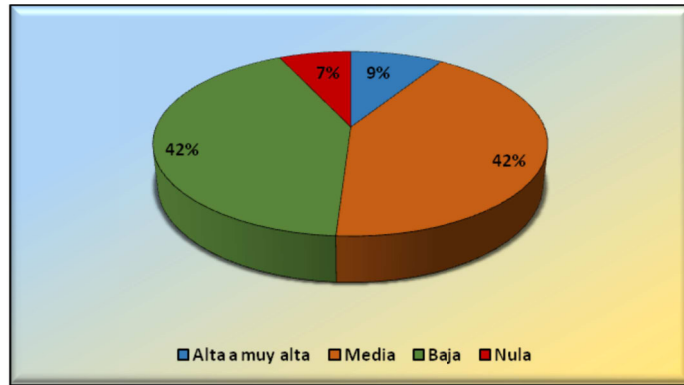
##### 6.1.4.1 REPOBLACIONES

En el 18% (8/45) de las zonas de muestreo se realizaron repoblaciones de perdiz roja en los 12 meses previos a la obtención de las muestras. Cabe destacar que el número de cotos donde se realizó esta medida de gestión se duplicó del PVE I al PVE II pasando de cuatro a ocho cotos. De estos ocho, en siete acotados se realizó esta práctica dentro de los 6 meses previos al muestreo, y en uno se hizo con anterioridad. Así mismo, se realizaron repoblaciones de conejos en el 11% (5/45) de las zonas estudiadas.

##### 6.1.4.2 PRESIÓN CINEGÉTICA

Con respecto a la presión cinegética que ejercen los cazadores en los cotos muestreados, tan solo un 9% (4/45) de los entrevistados reconoció ejercer una presión “alta a muy alta” (superior a la que sería adecuada en base a los recursos cinegéticos del acotado), bien por el elevado número de socios que salen a cazar o bien por el número de días que autorizan las sociedades y titulares para ejercer la actividad. Un 42% (19/45) de los entrevistados consideraron que la presión realizada es “media”, ajustándose así las extracciones de forma adecuada a los recursos de sus acotados. Otro 42% (19/45) la consideró “baja” y tan solo en el EN Doñana y dos cotos situados en el Parque Natural Sierra de Andújar cuya titularidad corresponde al Organismo Autónomo de Parques Nacionales (7%; 3/45) no se practica la caza (Figura 5).

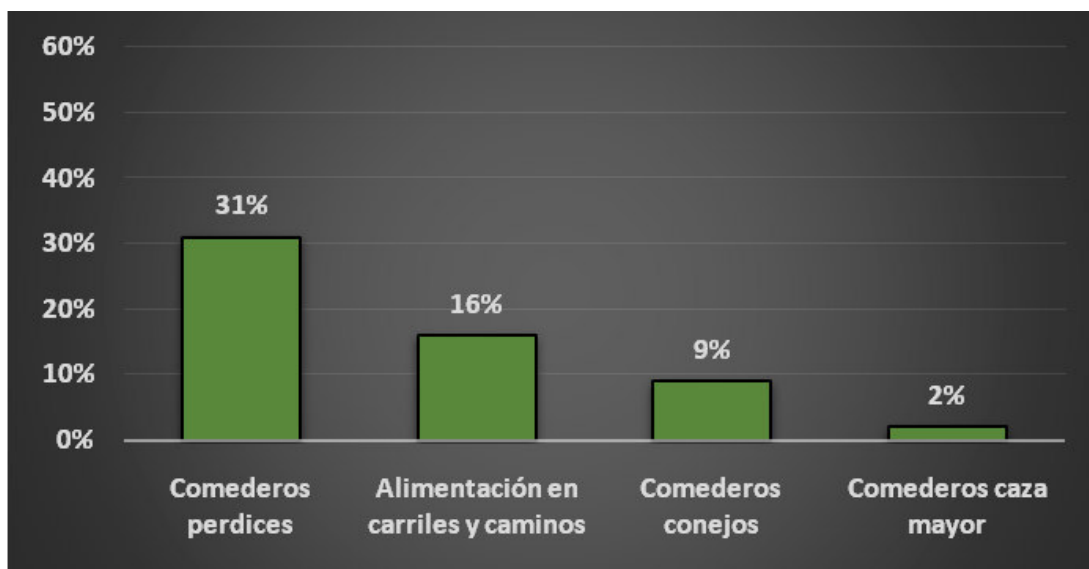




**Figura 5.** Estima sobre la presión cinegética en los cotos muestreados.

#### 6.1.4.3 COMEDEROS Y PUNTOS DE AGUA

Al igual que en temporadas anteriores (resultados obtenidos en el PVE I), la utilización de puntos de alimentación suplementaria fue una medida de gestión frecuentemente empleada en los cotos de caza incluidos en este PVE II. Así, el 31% (14/45) y 9% (4/45) de los cotos muestreados utilizaron comederos para perdices y conejos, respectivamente; mientras que en solo un coto se emplearon comederos para la caza mayor (2%). Además, la distribución de alimentación suplementaria a lo largo de los carriles y caminos se realizó en el 16% de los cotos estudiados (7/45) (**Figura 6**).



**Figura 6.** Zonas muestreadas que tienen aporte de alimentación suplementaria para especies cinegéticas

En 26 de las 45 zonas de muestreos (58%) se emplearon bebederos para perdices. Además de los bebederos, destaca la presencia de charcas y fuentes en el 53% (24/45) de las zonas muestreadas y pantanos en un 20% (9/45). Se describe también la presencia de puntos de agua estancada en un 13% (6/45) de las zonas estudiadas (**Figura 7**).

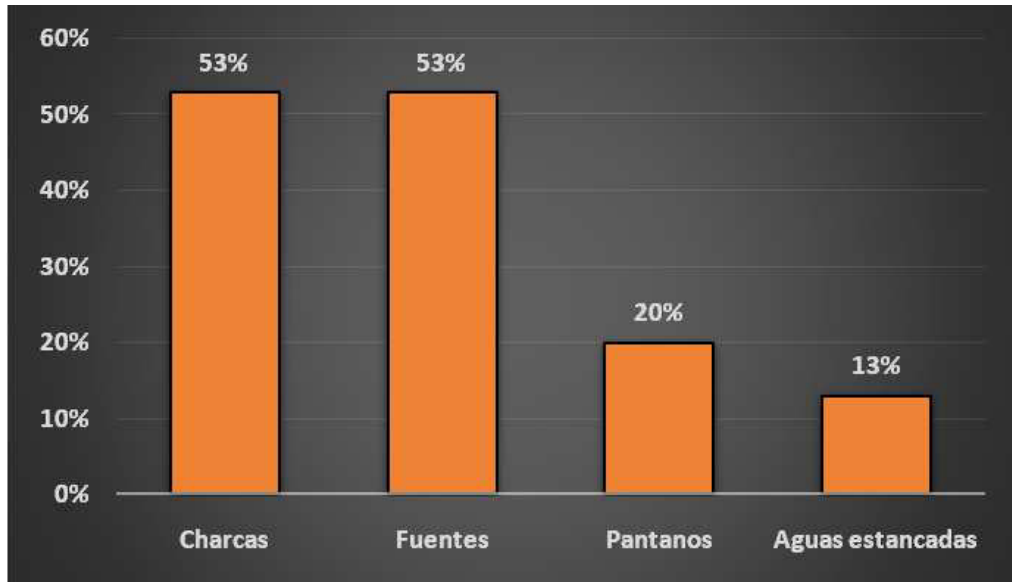


Figura 7. Presencia de puntos de agua en las zonas muestreadas.

#### 6.1.5. ANIMALES MUESTREADOS

Las perdices incluidas en el PVE fueron clasificadas en tres categorías en función de su edad. Se determinó la edad en los 443 ejemplares muestreados, siendo la mayoría ejemplares adultos (82%; 364/443), seguido de subadultos (17%; 76/443) y jóvenes (1%; 3/443). Así mismo, se determinó el sexo de los ejemplares muestreados, siendo la proporción de hembras y machos del 48,1 % y 51,9%, respectivamente (sex ratio 1:1) (Figuras 8 y 9). La distribución de edad y sexo es similar a la observada en el muestreo del PVE I.

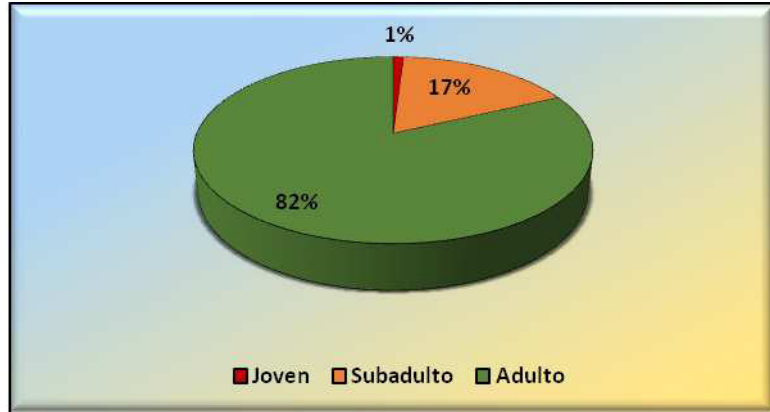


Figura 8. Edad de los animales muestreados.

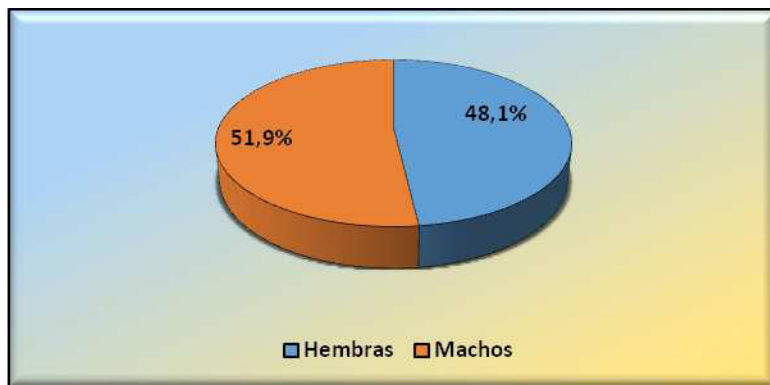


Figura 9. Porcentaje de machos y hembras de los animales muestreados.

Todos los ejemplares analizados (100%; 443/443) mostraron una condición corporal buena (en función del índice de estado de carne-grasa y plumaje). Asimismo, se valoró mediante inspección visual la presencia de ectoparásitos durante la exploración externa, no detectándose densidades significativas en ningún ejemplar. Un total de 21 de las 443 perdices (4,7%) presentaron infestación por ectoparásitos (especies de piojos no identificadas) durante la inspección externa. Se confirmó la presencia de ectoparásitos en 4 de las 45 zonas de muestro (9%), localizadas en las provincias de Almería y Cádiz.

No se observaron lesiones compatibles con neumonía, caquexia o granulomas caseosos en ninguna de las perdices. El 3% (12/443) de los animales presentaron lesiones compatibles con enteritis, mientras que solo un ejemplar mostró hiperqueratosis en las patas. Además, se

observó la presencia de macroparásitos digestivos (helmintos) en el 1% (6/443) de los animales analizados.

## 6.2. RESULTADOS DE LAS ENFERMEDADES

### 6.2.1 FLAVIVIRUS. WEST NILE. BAGAZA

Un total de 407 de las 443 perdices se analizaron para detección de flavivirus mediante técnicas moleculares. Tres ejemplares muestreados en octubre de 2013 y procedentes del mismo coto, ubicado en Sevilla, fueron positivos a flavivirus, confirmándose la infección por virus de West Nile (VWN) Linaje 1 en las tres perdices. Por lo tanto, la prevalencia individual observada frente a VWN fue del 0,7% (IC<sub>95%</sub>: 0,0-1,5), mientras que las 443 muestras analizadas frente a BagV resultaron negativas.

Los resultados de prevalencia de infección por VWN obtenidos en el presente PVE II coinciden con los observados en el anterior PVE I, en el que tan solo un ejemplar de los 463 analizados (0,2%; IC<sub>95%</sub>: 0,0-0,5) fue positivo a PCR. La perdiz positiva en el PVE I se muestreó en octubre de 2010 en el término municipal de El Cuervo (Sevilla), a unos 100 km de distancia del coto positivo analizado en el presente PVE II. Estos hallazgos concuerdan con los 177 brotes notificados de VWN en équidos durante el periodo de estudio, localizándose la práctica totalidad de los casos en las provincias de Cádiz, Sevilla y Huelva (RASVE, 2016).

Un estudio serológico realizado en ejemplares de perdiz roja muestreadas en la provincia de Cádiz durante los años 2011-2012 determinó un 19% (31/159) de seropositividad frente a VWN, no detectándose presencia del virus mediante técnicas moleculares (Llorente y cols., 2013). Estudios de Wunschmann y col. en 2006 reportaron un brote de enfermedad clínica de VWN en América del Norte en perdices chukar (*Alectoris chukar*). Estos datos llevaron a Sotelo y cols. (2011) a investigar la susceptibilidad y sensibilidad a la infección por VWN en perdiz roja experimentalmente infectadas. Los resultados demostraron que la especie es susceptible a la infección por VWN, tal y como ha sido previamente demostrado en otras especies de aves silvestres en Europa. Un estudio experimental realizado en perdiz roja determinó que la inmunización con la proteína E recombinante del virus protege frente a la infección, observándose reducción en los niveles de viremia en la perdiz roja vacunada (Escribano-Romero E. y col., 2013).

Por otro lado, investigaciones previas realizadas en el EN Doñana detectaron una seroprevalencia de VWN del 10,4% en diferentes especies de aves en el año 2004 (Figuerola y cols., 2008), siendo mayor en aves migratorias que en residentes. Análisis recientes llevados a cabo en aves de la misma zona, determinaron una seroprevalencia del 8,7% (13/149) durante el año 2013 (Ferraguti y cols., 2016). Además, la detección de anticuerpos específicos frente a VWN en un ejemplar joven de curruca cabecinegra (*Sylvia melanocephala*) nacido en el mismo año, confirma la circulación activa del virus en la zona durante el año de estudio. La seroprevalencia frente a flavivirus detectada en patos y gansos empleados como cimbeles en Andalucía fue del 13% (137/1052), detectándose anticuerpos específicos frente a VWN y coinfecciones con otro flavivirus (virus Usutu y virus Meaban) entre el 1,5 y 3,1%. Los resultados son similares a los encontrados en aves rapaces, donde 16 de 123 animales (13%) fueron seropositivos a flavivirus, confirmándose contacto con VWN y/o coinfecciones con otros flavivirus en 8 de los ejemplares (12,1%) (Jurado-Tarifa y cols., 2016). Así mismo, el análisis de 142 palomas domésticas (*Columba livia*) presentes en el entorno del Parque Zoológico de Córdoba durante los años 2013 y 2014, determinó una seropositividad del 7,8% frente a VWN (Cano-Terriza y cols., 2015), confirmándose así la circulación del virus en aves residentes en núcleos urbanos. En un estudio reciente se ha observado experimentalmente alta susceptibilidad de infección por VWN en urracas, una de las especies de córvidos más abundante en Europa, lo que podría representar una importante fuente de transmisión del virus a pájaros y humanos (de Oya y col., 2018).

Estudios realizados a nivel internacional otros países destacan la importancia de la focha común (*Fulica atra*) en la epidemiología del VWN (Strakovà y cols., 2015). En nuestro entorno, análisis de aves del EN Doñana detectaron seroprevalencias de hasta el 40% en esta especie (Figuerola y cols., 2007), indicando su posible papel como especie centinela para la detección de circulación de este virus.

En lo que respecta al papel zoonótico de la enfermedad, hasta la fecha solo se han confirmado 5 casos de infección por VWN en personas, 2 en 2010 en la provincia de Cádiz y 3 en 2016 en Sevilla (López-Ruiz y cols., 2018). Por otro lado, de los 800 sueros de personas analizados en Cataluña durante el periodo comprendido entre noviembre de 2010 y febrero de 2011, sólo se detectó un caso positivo a seroneutralización frente a VWN (Piron y cols., 2015). Asimismo, no se detectó infección por VWN en ninguno de los 581 casos humanos de

meningitis, meningoencefalitis y encefalitis en España durante los años 2008 y 2009 (de Ory y cols., 2013).

En relación al virus de Bagaza (BagV), los resultados del presente estudio coinciden con los obtenidos mediante vigilancia activa en el anterior PVE I (0,0%). Sin embargo, a finales de agosto de 2010 en varios cotos de caza menor localizados en el área cinegética “Campiña de Cádiz”, se detectó una mortalidad anormal de perdices y faisanes. La CAMOT puso en marcha un dispositivo de emergencia sanitaria en fauna silvestre, en el marco del PVE, que permitió confirmar la presencia de BagV en diferentes ejemplares de perdiz roja y faisán común con sintomatología nerviosa. Los estudios epidemiológicos determinaron una morbilidad del 37% en perdices y de un 11% en faisanes y una mortalidad de 23% en perdices y 6% en faisanes en los cotos afectados (García-Bocanegra y cols., 2012). En los años 2011 y 2012 se mantuvo el dispositivo de emergencia en la Campiña de Cádiz, sin que se detectaran mortalidades significativas en las poblaciones de perdiz. Entre los animales analizados durante los años 2011 y 2012, se confirmó un caso positivo de infección por BagV en perdiz en noviembre de 2011 (Consejería de Medio Ambiente 2011). Además, otro estudio realizado en 159 perdices muestreadas en Cádiz durante el periodo comprendido entre octubre de 2011 y febrero de 2012, determinó una seroprevalencia del 15%, encontrándose un 9% de los ejemplares jóvenes seropositivos (Llorente y cols., 2013). Los resultados obtenidos durante la vigilancia pasiva del PVE durante los años 2011 y 2012, así como la presencia de anticuerpos en animales jóvenes mostrada en el citado estudio de Llorente y cols., 2013, indican una circulación activa de BagV en el sur de España durante el año siguiente al primer brote de la enfermedad. Los resultados obtenidos en el PVE II, indican una nula o baja circulación de este virus en las poblaciones de perdices en Andalucía durante los últimos años.

Aunque la transmisión del BagV es principalmente a través de la picadura de culicidos (*Culex pipiens*, *Culex modestus*, *Culex mimeticus* y *Culex theileri*) infectados, experimentalmente se ha demostrado la capacidad de transmisión del virus por contacto directo entre perdices rojas (Llorente y cols., 2015). En el mismo estudio, se detectó mayor carga y persistencia de genoma vírico en plumas con respecto a muestras de sangre e hisopos, concluyendo que el análisis de plumas podría suponer una herramienta eficaz para la monitorización de la enfermedad en esta especie en posteriores PVE.

### 6.2.2 ENFERMEDAD DE NEWCASTLE

De los 443 ejemplares analizados, 5 resultaron positivos a infección por el virus de la enfermedad Newcastle (1,1%; IC95%: 0,1-2,1). Los cinco ejemplares positivos pertenecieron a tres cotos diferentes (dos de la provincia de Sevilla y uno de Cádiz). Todos los ejemplares se muestrearon en noviembre de 2013. Estos resultados contrastan con los obtenidos en el anterior PVE I (0,0%), confirmándose la circulación del virus en poblaciones de perdices en Andalucía en los últimos años.

La susceptibilidad en aves cinegéticas a la infección por virus de la Enfermedad de Newcastle se ha estudiado mediante infección experimental. Geral y cols. (1976) comprobaron que la perdiz roja fue la especie más resistente a la infección en comparación con la perdiz griega y el faisán común. En un estudio llevado a cabo en faisanes, se observaron variaciones a la infección en función de la edad de los animales (Higgins, 1982). La mortalidad encontrada, en un brote en Dinamarca en faisanes silvestres osciló entre el 22% y el 77% (Jørgensen y cols., 1999), mientras que en Reino Unido la mortalidad no fue superior al 3% (Aldous y cols., 2007).

En España, el número de estudios sobre enfermedad de Newcastle en perdices es muy limitado. En un estudio realizado en suero de 65 perdices muestreadas en Andalucía en 1998, no se detectó anticuerpos frente a paramixovirus tipo 1, un animal fue seropositivo a paramixovirus tipo 2 y dos perdices seropositivas a paramixovirus tipo 3 (Höfle y cols., 2001). Höfle y cols. (2002) determinaron una prevalencia del 17,1% (120/700) de paramixovirus tipo 1 en diferentes especies de aves rapaces, observándose diferencias significativamente mayores en aves en cautividad, en comparación con aves de vida libre. Además, otro estudio realizado en 296 aves en semilibertad de cuatro especies diferentes, detectó anticuerpos frente al virus de la enfermedad Newcastle en el 56,3% de los gansos domésticos analizados (*Anser anser domesticus*), 42,9% de palomas domésticas (*Columba livia*) y 30,4% de patos (*Anas spp.*) (Esperón y cols., 2014).



Por otro lado, desde el año 2010 hasta 2015, el PVE mediante el dispositivo de Emergencias Sanitarias en Fauna Silvestre, ha detectado la presencia del virus de la enfermedad de Newcastle en varios episodios de mortandades de tórtola turca (*Streptopelia decaocto*) acaecidos en las provincias de Huelva, Málaga y Sevilla. Si bien la perdiz roja no parece tener un papel relevante en la epidemiología de la enfermedad de Newcastle, estos resultados confirman la circulación del virus en Andalucía en el citado periodo (CMAOT 2010-2015, datos no publicados).

### 6.2.3 INFLUENZA AVIAR

Ningún ejemplar de los 443 analizados resultó positivo a la detección del virus de la IA, ni de alta (IAAP) ni de baja patogenicidad (IABP).

Desde nuestro conocimiento, no se han realizado estudios previos de prevalencias frente a Influenza en perdicés en libertad en España. Estudios de infección experimental con virus de IAAP y de IABP en esta especie, demostraron una elevada susceptibilidad a la infección por virus IAAP (Bertran y col. 2011). Debido a la detección de virus en diferentes tejidos, estos autores concluyen que la perdiz roja puede actuar como una especie potencial en la diseminación del virus en un brote de IAAP. Sin embargo, la ausencia de animales infectados en el PVE I y PVE II, unido a la ausencia de mortalidad elevada en perdicés durante el PVE II, sugieren que esta especie no desempeña un papel relevante en la epidemiología de la IA en Andalucía.

En un estudio realizado sobre 2319 patos y gansos empleados como cimbeles en Andalucía, se determinó una prevalencia frente a IA del 18,0% (418/2319) (Jurado-Tarifa y cols., 2014). En contraste, en un estudio realizado en 142 palomas domésticas del entorno del Parque Zoológico de Córdoba, muestreadas durante los años 2013 y 2014, no se detectó seropositividad frente a IA, mientras que sí se determinó una seroprevalencia individual del 17,9% en diferentes especies de aves pertenecientes a la colección del parque zoológico (Cano-Terriza y cols., 2015).

#### 6.2.4 CAMPILOBACTERIOSIS

De las 443 perdices analizadas, solo 7 (1,6%; IC95%: 0,4-2,7) mostraron resultados positivos a la detección de *Campylobacter* spp. Los ejemplares infectados pertenecieron a tres cotos diferentes localizados en las provincias de Almería, Cádiz y Huelva. Estos resultados contrastan con los observados en el anterior PVE I (0,0%) y confirman que, si bien la perdiz roja es susceptible a la infección por *Campylobacter*, el papel como reservorio natural en la transmisión de este patógeno en Andalucía parece ser limitado.

Los trabajos de prevalencia de infección por *Campylobacter* spp. realizados en perdiz roja, tanto de vida libre como de granja, son muy escasos. En España existe un estudio comparativo entre perdices rojas silvestres, de granja y destinadas a suelta. En este trabajo se determinó una prevalencia total del 23%, no encontrándose diferencias entre los distintos grupos analizados (Díaz y cols., 2012). Un estudio realizado en granjas cinegéticas de perdiz pardilla (*Perdix perdix*) en Italia confirmó la infección por *Campylobacter* en esta especie (Dipineto y cols., 2009).

Como se puede observar en la **tabla 2**, los estudios realizados en España manifiestan diferencias en la prevalencia de *Campylobacter* spp. en diferentes especies de aves silvestres analizadas.

Referencia	Zona de estudio	Especie	Prevalencia	
			<i>Salmonella</i>	<i>Campylobacter</i>
Reche y cols. (2003)	Centro de España	Rapaces libres y cautivas	4,2% en libres 7,36% en cautivas	-
Candela y cols. (2008)	Murcia	Gaviotas	Ausencia	-
Ramos y cols. (2010)	Costa noreste	Gaviotas	17%	10,4%
Molina-López y cols. (2011)	Cataluña	Rapaces	10%	7%
Jurado-Tarifa y cols. (2012)	Andalucía	Aves silvestres	5,5%	2,7%
Díaz y cols. (2012)	Castilla-La Mancha	Perdiz roja	0,9%	23%
Antilles y cols. (2015)	Delta del Ebro	Patos	Ausencia	12,6%
Marín y cols. (2014)	Castellón	Buitre leonado	52,6%	1,0%
Vela y cols. (2015)	Castellón y Navarra	Buitre leonado	13,3%	0,0%
Molina-López y cols. (2015)	Cataluña	Aves silvestres	4,7%	-

**Tabla 2.** Estudios en España sobre enteropatógenos en aves silvestres.

### 6.2.5 SALMONELOSIS

En el presente PVE II, 11 ejemplares (2,5%; IC95%: 1,0-3,9) de los 443 analizados, fueron positivos a infección por *Salmonella* spp. Las perdices infectadas pertenecieron a tres cotos localizados en las provincias de Granada y Huelva. Cabe destacar que una de las perdices presentó coinfección por *Salmonella* spp y *Campylobacter* spp. A diferencia de los resultados obtenidos en el PVE I (0,0%), el presente PVE II confirma la infección por *Salmonella* en las poblaciones de perdices en Andalucía. La prevalencia encontrada en el PVE II es sensiblemente superior a la obtenida por Díaz y cols. (2012) en ejemplares de perdiz roja de granja destinados a repoblación (0,9%).

*Salmonella* spp., es un patógenos importante en aves de granjas (Arsenault y col., 2007), representando un riesgo para las aves silvestres tras la suelta. De hecho, los escasos brotes de salmonelosis en poblaciones de perdiz roja de vida libre se han relacionado con perdices procedentes de granjas cinegéticas liberadas en la misma zona (Lucientes, 1998).

En la **tabla 2** se ponen de manifiesto las diferencias de prevalencias de *Salmonella* en diferentes estudios realizados en aves silvestres en España. Estudios realizados en diferentes especies de aves acuáticas en el Delta del Ebro, no detectaron presencia de *Salmonella*. (Antilles y cols., 2015). En contraste, investigaciones realizadas en poblaciones de buitres leonados (*Gyps fulvus*) en las provincias de Castellón y Navarra (España), durante los años 2010-2011 y 2013, encontraron prevalencias del 13,3% (10/75) y 52,6% (51/97) de *Salmonella*, respectivamente (Marín y cols., 2014; Vela y cols., 2015). Además, análisis realizados en 96 aves silvestres asintomáticas ingresadas en centros de recuperación de fauna silvestre de Cataluña detectaron un 4,7% de prevalencia de infección por *Salmonella* (Molina-López y cols., 2015). Estos valores son muy similares a los encontrados en Andalucía, 4,6% en aves rapaces (Jurado-Tarifa y cols., 2016b).

### 6.2.6 ESTUDIO PARASITOLÓGICO

En el presente PVE II, el estudio parasitológico se llevó a cabo mediante análisis coprológico de pools de heces de las diferentes zonas incluidas en el estudio. En las heces analizadas pudieron identificarse, mediante el empleo de técnicas de concentración por

sedimentación y flotación, formas de diseminación de protozoos pertenecientes a la familia *Eimeriidae*, estrongilidos del género *Trichostrongylus* y cestodos.

La presencia de parásitos intestinales se confirmó en el 72,7% de zonas muestreadas (32/44). Específicamente, la prevalencia por cotos de protozoos pertenecientes a la familia *Eimeriidae* fue del 61,4% (27/44; IC95%: 47,0-75,8). La carga parasitaria observada en heces fue muy variable, oscilando entre los 50 y 65.500 ooquistes por gramos de heces.

Existen escasos estudios sobre la carga parasitaria de coccidios en aves y su implicación clínica. En un estudio realizado en China para obtener datos sobre la prevalencia en granjas de aves de corral, se determinó que el umbral de un brote de coccidiosis estaba en un nivel de ooquistes por gramo de heces > 20.000. Cuando los niveles de ooquistes por gramo de heces fueron  $\geq 50.000$ , los pollos aparentemente sanos podrían presentar coccidiosis clínica (Zhang y cols., 2013).

La prevalencia de huevos de *Trichostrongylus* por cotos fue del 4,5%, con una carga de 50 huevos por gramo de heces en ambos cotos. Los dos cotos positivos estuvieron localizados en la provincia de Sevilla y se muestrearon en octubre de 2013. Cabe destacar la elevada carga de ooquistes de *Eimeriidae* spp. detectados en estos cotos (entre 9.300 y 24.000 ooquistes por gramos de heces).

Finalmente, se detectó presencia de cestodos en el 4,5% (2/44; IC95%: 0,0-10,7) de los cotos analizados, observándose una carga de 300 huevos por gramo de heces en ambos cotos. La detección de huevos de cestodos en heces en lugar de proglótides, podría indicar la presencia de parásitos de la familia *Hymenolepididae*, en los cuales es posible la ruptura de anillos y liberación de huevos en heces. Los cotos positivos están localizados en las provincias de Granada y Málaga y se muestrearon en octubre de 2013 y noviembre de 2014, respectivamente. Al igual que en el caso anterior, cabe destacar la elevada coinfección por ooquistes de *Eimeriidae* spp. detectada en uno de los cotos positivos a cestodos (3.550 ooquistes por gramos de heces).

Los estudios parasitológicos realizados en perdices rojas corresponden en su mayoría a perdices procedentes de granjas. En este sentido, resulta difícil determinar la repercusión sanitaria que puede tener la introducción de animales criados en cautividad en el medio natural. Un estudio comparativo entre perdices silvestres de zonas donde se realizaban

re poblaciones y otras donde no, encontró diferencias en las especies de nematodos y helmintos presentes en ambas poblaciones (Millán y cols., 2004a). Del mismo modo, se detectó una mayor prevalencia y abundancia de *Heterakis gallinarum* en perdices procedentes de zonas repobladas con respecto a las no repobladas (Villanúa y cols., 2008). Además, la hibridación de la perdiz roja con perdiz chucar y griega ha sido una práctica frecuente en España durante los últimos años (Tejedor y cols., 2007). Estudios previos han detectado parásitos propios de perdiz griega en perdices rojas (Millán y cols., 2004a), lo cual supondría un riesgo sanitario tanto para las poblaciones de perdiz locales como para otras especies autóctonas (Villanúa y cols., 2007b).

Es difícil determinar la procedencia de coccidios observados en heces de perdiz roja, ya que si bien estos parasitan de forma natural a la perdiz, son especialmente comunes en animales de granja. En todo caso, elevadas cargas parasitarias pueden implicar un riesgo sanitario real para esta especie. Existen estudios que describen la coccidiosis como una causa importante de mortalidad en perdices de granja liberadas en el medio (Millán, 2009).

Por otro lado, estudios parasitológicos realizados en España determinaron que *Dicrocoelium sp.*, *Cheilospirura gruvelli*, *Skrabjinia bolivari*, *Trichostrongylus tenuis* y *Heterakis gallinarum* componían los principales parásitos de la helmintofauna de la perdiz roja silvestre (Calvete y cols., 2003; Calvete y cols., 2004). Sin embargo, la repercusión clínica en la perdiz roja varía según la especie del parásito. Mientras que se observó pérdida de la condición corporal en perdices parasitadas por los nematodos *C. gruvelli* y *E. contornus* (Calvete y cols., 2003; Millán y cols., 2004c), no se observaron síntomas clínicos en parasitaciones producidas por *Dicrocoelium sp.* (Millán y cols., 2004a).

Finalmente, la información disponible referente a parasitaciones por cestodos en perdiz roja es escasa hasta la fecha. Solo estudios aislados han detectado presencia de estos parásitos, habiéndose descrito parasitaciones por *Skrabjinia bolivari* y *Mesocestoides* spp. en perdices rojas en España (Calvete y cols., 2003; Millán y cols., 2003).

## 7. CONCLUSIONES/ RECOMENDACIONES

1. Los resultados obtenidos en el presente PVE II de esta especie, confirman infecciones por virus de West Nile, virus de la enfermedad de Newcastle, *Campylobacter* spp. y *Salmonella* spp. en perdiz roja en Andalucía. Las prevalencias obtenidas indican una limitada circulación de estos patógenos durante el periodo 2012 a 2015.
2. La detección de virus de West Nile tanto en el PVE I como en el PVE II, así como los continuos brotes de esta enfermedad declarados anualmente en caballos en Andalucía desde 2010, sugieren una circulación endémica de este virus en Andalucía. Los resultados obtenidos ponen de manifiesto la necesidad de continuar con la monitorización de las poblaciones de perdiz roja con el objetivo de detectar una circulación de este virus.
3. La ausencia de infección por BagV en el presente PVE II, indica que, aunque el virus circuló activamente durante el periodo 2010 a 2011, la presencia del virus en Andalucía parece ser nula o muy baja en los últimos años. Teniendo en cuenta la sensibilidad de la perdiz roja a la infección por BagV, así como la mortalidad previamente detectada en esta especie, se considera conveniente continuar con la monitorización del virus durante los próximos años.
4. La ausencia de anticuerpos frente a virus Influenza Aviar en el PVE I y PVE II, sugiere que esta especie no tiene un papel relevante en la epidemiología de esta enfermedad en Andalucía. A partir de estos resultados, se considera conveniente continuar con la monitorización de la enfermedad dentro del PVE, reduciendo la intensidad de muestreo durante los próximos años.
5. Los resultados muestran una elevada prevalencia de infección por diferentes especies de protozoos y cestodos intestinales en las poblaciones de perdiz roja en Andalucía. La suelta de perdices de granja puede ser uno de los principales factores responsable de la elevada prevalencia. La repercusión clínica de estas parasitaciones debería ser evaluada en los próximos PVE.

6. Se proponen las siguientes recomendaciones generales de gestión sanitaria en los cotos de caza para reducir el riesgo de transmisión de agentes patógenos:
  - a. Limitar las zonas favorables de crías de vectores implicados en la transmisión de flavivirus mediante el control de puntos de agua, evitando el estancamiento y favoreciendo la renovación o circulación de forma regular.
  - b. Evitar sueltas y/o repoblaciones o en su defecto, realizar tratamientos antiparasitarios previos a su suelta.
  - c. Aplicación de antiparasitarios en bebederos artificiales, especialmente en aquellos cotos con elevadas cargas parasitarias.
  
7. En el próximo PVE (PVE III) se continuará con la vigilancia de los agentes patógenos incluidos en el presente PVE II.



## 8. BIBLIOGRAFÍA

- Aldous, E.W., Mnvell, R.J., Cox, W.J., Ceeraz, V., Harwood, D., Shell, W., Alexander, D.J., Brown, I.H., 2007. An outbreak of Newcastle disease in pheasants (*Phasianus colchicus*) in south East England in 2005. *Veterinary Record*.
- Agüero M, Fernández-Pinero J, Buitrago D, Sanchez A, Elizalde M, San Miguel E, Villalba R, Llorente F, Jimenez-Clavero MA., 2011. Bagaza virus in partridges and pheasants, Spain, 2010. *Emerg Infect Dis* 2011, 17:1498-1501.
- Antilles, N., Sanglas, A., Cerdà-Cuéllar, M., 2015. Free-living Waterfowl as a Source of Zoonotic Bacteria in a Dense Wild Bird Population Area in Northeastern Spain. *Transboundary and Emerging Diseases* 62, 516-521.
- APROCA. Jornadas de sobre la cría de especies cinegéticas. Madrid, Noviembre 2004.
- Arenas A., Carranza J., Perea A., Miranda A., Maldonado A., Hermoso M., 1990. Type a influenza viruses in birds in southern Spain: Serological survey by enzyme-linked immunosorbent assay and haemagglutination inhibition test. *Avian Pathology* 19:3,539-546.
- Arsenault J., Letellier A., Quessy S., Normand V., Boulianne M., 2007. Prevalence and risk factors for *Salmonella* spp and *Capmpylobacter caecal* colonization in broiler chicken and turkey flocks slaughtered in Quebec, Canada. *Prev Vet Med* 81, 250-264.
- Astorga R. J., Leon L., Cubero M.J., arenas A., Maldonado A., Tarradas M.C. Arenas A., 1994. Avian Influenza in wild waterfowl and shorebirds in the Doñana National Park: Serological survey using enzyme-linked immunosorbent assay, *Avian Pathology* 19:3, 539-456.
- Ayala, R., 1985. Adecuación y desarrollo de la oferta de caza menor a la demanda turístico-cinegética. En: Segundas Jornadas de Turismo Cinegético. Córdoba. Pp 93-106
- Bertran K., Pérez-Ramírez E., Busquets N., Dolz R., Ramis A., Darji A., Abad F., Valle R., Chaves A., Vergara-Alert J., Barral M., Höfle U., Majó N., 2011. Pathogenesis and transmissibility of higly (H7N1) and low (H7N9) pathogenic avian influenza virus infection in red-legged partridge (*Alectoris rufa*). *Veterinary Research*, 42:24.
- Blanco-Aguilar J.A., 2007. Variación espacial en la biología de la perdiz roja (*Alectoris rufa*): una aproximación multidisciplinar. Universidad Complutense de Madrid, España.

- Blanco-Aguilar, J.A., Virgós E., Villafuerte R., 2004. Perdiz Roja (*Alectoris rufa*). Libro Rojo de las Aves de España. Dirección General para la Biodiversidad-SEO/BirdLife, Madrid, España.
- Bondre VP, Sapkal GN, Yergolkar PN, Fulmali PV, Sankararaman V, Ayachit VM, Mishra AC, Gore MM; 2009. Genetic characterization of Bagaza virus isolated in India and evidence of anti-BagV antibodies in sera collected from encephalitis patients. J Gen Virol, 90:2644-2649.
- Broman, T., Palmgren, H., Bergström, S. Sellin, M., Waldenström, J., Danielsson-Tham, M.L., Olsen, B., 2002. Campylobacter jeyuni in Black-Headed Gulls (*Larus ridibundus*): Prevalence, Genotypes and influence on C. Jeyuni Epidemiology. J. Clin. Microbiol vol.4 no.12, 4594-4602.
- Brown J. D., Stallknecht D.E., y Swayne D.E. ,2008. Experimental Infection of Swans and Geese with Highly Pathogenic Avian Influenza Virus (H5N1) of Asian Lineage. Emerging Infectious Diseases 14,1.
- Burke, DS., Monath, TP., 2001. Flaviviruses. In: Knij, DM., Howley, PM; eds. Fields Virology, 4<sup>th</sup> edition. Philadelphia: Lippincott Williams and Wilkins pp.1043-1126.
- Calderón, J. 1983. La perdiz roja, *Alectoris rufa*. Aspectos morfológicos, taxonómicos y biológicos. Tesis Doctoral, Universidad Complutense de Madrid, España.
- Calvete, C., Estrada, R., Lucientes, J., Estrada, A. & Telletxeta, I. (2003) Correlates of Helminth community in the red-legged partridge (*Alectoris rufa*) in Spain. Parasitology, 89(3): 445-51
- Calvete, C., Blanco-Aguilar, J. A., Virgós, E., Cabezas-Díaz, S., & Villafuerte, R., 2004. Spatial variation in helminth community structure in the red-legged partridge (*Alectoris rufa* L.): effects of definitive host density. Parasitology, 129(01), 101-113.
- Candela Mónica G. Gonzalo G. Barber Angel Sallent Luis León, 2008. Microbiological survey for selected bacterial pathogens in European storm petrel (*Hydrobates pelagicus*, Linnaeus 1758) from Grosa Island (Murcia, Southeastern Spain). May 2008, Volume 54, pp 373-377
- Cano-Terriza, D., Guerra, R., Lecollinet, S., Cerdà-Cuéllar, M., Cabezón, O., Almería, Sonia., García-Bocanegra, I., 2015. Epidemiological survey of zoonotic pathogens in feral

- pigeons (*Columba livia* var. *domestica*) and sympatric zoo species in Southern Spain. Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Disease 43, 22-27.
- Casas Arenas F., 2008. Gestión agraria y cinegética. Efectos sobre la perdiz roja (*Alectoris rufa*) y aves esteparias protegidas.
- Cleaveland S, Laurenson MK, Taylor LH., 2001. Disease of humans and their domestic mammals: pathogen characteristics, host range and the risk of emergence. Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences 356(1411):991-9.
- Consejería de Medio Ambiente, 2011. Informe sobre actuaciones de emergencia sanitaria en la Campiña de Cádiz. Programa de Vigilancia Sanitaria de la Fauna Silvestre. 35pp.
- De Ory, F., Avellón, A., Echevarría, J.E., Sánchez-Seco, M.P., Trallero, G., Cabrerizo, M., Casas, I., Pozo, F., Fedele, G., Vicente, D., Pena, M.J., Moreno, A., Niubo, J., Rabella, N., Rubio, G., Pérez-Ruiz, M., Rodríguez-Iglesias, M., Gimeno, C., Eiros, J.M., Melón, S., Blasco, M., López-Miragaya, I., Varela, E., Martínez-Sapiña, A., Rodríguez, G., Marcos, M.Á., Gegúndez, M.I., Cilla, G., Gabilondo, I., Navarro, J.M., Torres, J., Aznar, C., Castellanos, A., Guisasola, M.E., Negro, A.I., Tenorio, A., Vázquez-Morón, S., 2013. Viral infections of the Central Nervous System in Spain: A prospective study. Journal of Medical Virology 85, 556-562.
- Díaz-Sánchez, S., Mateo Moriones, A., Casas, F., Höfle, U., 2012. Prevalence of *Escherichia coli*, *Salmonella* sp. and *Campylobacter* sp. in the intestinal flora of farm-reared, restocked and wild red-legged partridges (*Alectoris rufa*): is restocking using farm-reared birds a risk? European Journal of Wildlife Research 58:99-105.
- Digoutte JP., 1978. Bagaza (BAG) Strain: Dak Ar B 209. Am J Trop Med Hyg.27(2):376-7.
- Dipineto, L., Gargiulo, A., Bossa, L.M.D., Rinaldi, L., Borrelli, L., Santaniello, A., Menna, L.F., Fioretti, A., 2009. Prevalence of thermotolerant *Campylobacter* in partridges (*Perdix perdix*). Lett Appl Microbiol 49, 351-353.
- Ellis T.M., Bousfield B., Bissett L., Dyrting D., Luk G. S. M., Tsim S.T., Sturm-Ramirez K., Webster R.G., Guan Y., y Peiris M. J. S., 2004. Investigation of outbreaks of highly pathogenic H5N1 avian influenza in waterfowl and wild birds in Hong Kong in late 2002. Avian Pathology. 33:492-505.

- Escribano-Romero, E., et al. "Protection of red-legged partridges (*Alectoris rufa*) against West Nile virus (WNV) infection after immunization with WNV recombinant envelope protein E (rE)." *Vaccine* 31.41 (2013): 4523-4527.
- Esperón, F., Vázquez, B., Sánchez, A., Fernández-Piñero, J., Yuste, M., Neves, E., Nogal, V., Muñoz, M.J., 2014. Seroprevalence of Paramyxoviruses in Synanthropic and Semi-Free-Range Birds. *Avian Diseases* 58, 306-308.
- Ferraguti, M., Martínez-de la Puente, J., Soriguer, R., Llorente, F., Jiménez-Clavero, M.Á., Figuerola, J., 2016. West Nile virus-neutralizing antibodies in wild birds from southern Spain. *Epidemiology and Infection* 144, 1907-1911.
- Figuerola J., Jimenez-Clavero M.A., Lopez G., Rubio C., Soriguer R., Gomez-Tejedor C.,. 2008. Size matters: West Nile Virus neutralizing antibodies in resident and migratory birds in Spain. *Vet Microbiol.* 132:39–46.
- Figuerola J., Soriguer R., Rojo G., Gomez Tejedor C., Jimenez-Clavero M.A., 2007. Seroconversion in wild birds and local circulation of West Nile virus, Spain. *Emerg Infect Dis.*13:1915–7.
- García-Bocanegra, I., J. A. Jaén Téllez, S. Naap, A. Arenas- Montes, M. Fernández-Morente, V. Fernández-Molera, and A. Arenas, 2011a. West Nile epidemic in horses and humans, Spain, 2010. *Emer. Infect. Dis.* 17, 2397–2399.
- García-Bocanegra I, Zorrilla I, Rodríguez E, Rayas E, Camacho L, Redondo I, Gómez-Guillamón F (2012) Monitoring of the Bagaza Virus epidemic in wild bird species in Spain, 2010. *Transbound Emerg Dis* 59:448–455
- Garrido, J.L., 2002. Capturas de perdiz roja (Economía inducida por la caza de perdiz). En: *Aportaciones a la gestión sostenible de la caza, tomo I.* Pp. 141-147. FEDENCA. Madrid.
- Geral, M. F., Lautie, R., Bodin, G., 1976. Study of the experimental infection of game birds (pheasant, red legged partridge and common partridge) with Newcastle disease virus. *Revue de Médecine Vétérinaire* 127, 1537-1574.
- Gortázar, C., Villafuerte, R. & Martín, M., 2000. Success of traditional restocking of red-legged partridge for hunting purposes in areas of low density of northeast Spain Aragón. *Zeitschrift fur Jagdwissenschaft* 46, 23-30.

- Harris, N. V., Thompson, D., Martin, D., Nolan, C. 1986. A survey of Campylobacter and other Bacterial contaminants of pre-market chicken and retail poultry and meat, King county, Washington. American Journal of Public Health 76,401-406.
- Higgins, R.J. 1982. Diseases of pheasants. Veterinary Annual 22, 145-149.
- Höfle, U., Gortázar, C., Angulo, E., Kaleta, E.F., Villafuerte, R., 2001. Investigations into the seroprevalence of antibodies against avian paramyxovirus serotype 1, 2 and 3 in the sera of free-living partridges (*Alectoris rufa*) in southern Spain. Zeitschrift für Jagdwissenschaft 47, 145-151.
- Höfle, U., Blanco, J. M., Kaleta, E. F., 2002. Seroprevalence of Avian Paramyxovirus 1, 2, and 3 in Captive and Free-Living Birds of Prey in Spain (Preliminary Results). Annals of the New York Academy of Sciences 969, 213-216.
- Höfle U, Blanco JM, Crespo E, Naranjo V, Jimenez-Clavero MA, Sanchez A, de la Fuente J, Gortazar C., 2008 West Nile virus in the endangered Spanish imperial eagle. Vet Microbiol 129:171-178.
- Hulse-Post DJ1, Sturm-Ramirez KM, Humberd J, Seiler P, Govorkova EA, Krauss S, Scholtissek C, Puthavathana P, Buranathai C, Nguyen TD, Long HT, Naipospos TS, Chen H, Ellis TM, Guan Y, Peiris JS, Webster RG. 2005. Role of domestic ducks in the propagation and biological evolution of highly pathogenic H5N1 influenza viruses in Asia. Proc Natl Acad Sci U S A. 2005 Jul 26;102(30):10682-7. Epub 2005 Jul 19.
- Iglesias I., Martínez M., Muñoz M. J., de la Torre A., y Sánchez-Vizcaíno J. M., 2010. First Case of Highly Pathogenic Avian Influenza in Poultry in Spain. Transboundary and Emerging Diseases 57, 282-285.
- Jimenez-Clavero M.A, Tejedor C.G, Rojo G., Soriguer R., Figuerola J., 2007. Serosurvey of West Nile virus in equids and bovids in Spain. Vet Rec. 161:212.
- Jørgensen, P.H., Handberg, K.J., Ahrens, P., Hansen, H.C., Manvell, R.J., Alexander, D.J. 1999. An outbreak of Newcastle disease in free-living pheasants (*Phasianus colchicus*). Journal of Veterinary Medicine Series B 46,381-387.
- Jurado-Tarifa, E., 2012. Prevalencia de patógenos zoonóticos (virus de la influenza aviar, *Salmonella* spp. y *Campylobacter* spp.) y resultados preliminares de parasitofauna en especies de aves silvestres en Andalucía. Trabajo fin de Master de Medicina, Sanidad y Mejora Animal. Universidad de Córdoba. España.

- Jurado-Tarifa, E., Napp, S., Gómez-Pacheco, J.M., Fernández-Morente, M., Jaén-Téllez, J.A., Arenas, A., García-Bocanegra, I., 2014. Surveillance of Influenza Viruses in Waterfowl Used As Decoys in Andalusia, Spain. PLoS ONE 9, e98890.
- Jurado-Tarifa, E., Napp, S., Lecollinet, S., Arenas, A., Beck, C., Cerdà-Cuéllar, M., Fernández-Morente, M., García-Bocanegra, I. Monitoring of West Nile virus, Usutu virus and Meaban virus in waterfowl used as decoys and wild raptors in southern Spain. Comparative Immunology, Microbiology & Infectious Diseases (En revisión).
- King, A. M. Q., E. Lefkowitz, M.J. Adams, and E.B. Carstens, 2011: Virus Taxonomy: Ninth Report of the International Committee on Taxonomy of Viruses, 9<sup>th</sup> ed. Academic Press, San Diego, P. 1009.
- Kuno, G., Chang, G.J., 2007. Full-length sequencing and genomic characterization of Bagaza, Kedougou, and Zika viruses. Arch. Virol. 152, 687–696.
- Lamb, R.A., Collins, P.L., Kolakofsky, D., Melero, J.A., Nagai, Y., Oldstone, M.B.A., Pringle, C.R., Rima, B.K., 2005. Paramyxoviridae. In: Faquet, CM., Mayo, M.A., Maniloff, J., Desselberger, U., Ball, L.A. (Eds.), Virus Taxonomy, Elsevier, Amsterdam, pp. 655-668.
- Lahuerta- Marin A, Williams NJ, Jones TR, Leatherbarrow HJ, Birtles RJ, Bennett M, Winstanley C. (2010) Isolation of a novel *Campylobacter jejuni* clone associated with the bank vole, *Myodes glareolus*. Applied and Environmental Microbiology. Nov; 76 (21): 7318-21.
- Lawrie, CH, Uzcategui, NY, Gould, EA, Nuttall, PA., 2004. Ixodid and argasid tick species and West Nile virus. Emerg Infect Dis 10:653–657.
- Llorente, F., Pérez-Ramírez, E., Fernández-Pinero, J., Soriguer, R., Figuerola, J., Jiménez-Clavero, M.Á., 2013. Flaviviruses in Game Birds, Southern Spain, 2011-2012. Emerging Infectious Diseases 19, 1023-1025.
- Llorente, F., Pérez-Ramírez, E., Fernández-Pinero, J., Elizalde, M., Figuerola, J., Soriguer, R.C., Jiménez-Clavero, M.Á., 2015. Bagaza virus is pathogenic and transmitted by direct contact in experimentally infected partridges, but is not infectious in house sparrows and adult mice. Veterinary Research 46:93.

- López G, Jiménez-Clavero MA, Tejedor CG, Soriguer R, Figuerola J (2008) Prevalence of West Nile virus neutralizing antibodies in Spain is related to the behavior of migratory birds. *Vector Borne Zoonotic Dis* 8:1–5
- López-Ruiz, Nuria, et al. "West Nile virus outbreak in humans and epidemiological surveillance, west Andalusia, Spain, 2016." *Eurosurveillance* 23.14 (2018).
- Liu J, Xiao H, Lei F, Zhu Q, Qin K, Zhang XW; (2005) Highly pathogenic H5 N1 influenza virus infection in migratory birds. *Science*. 309:1206.
- Luicientes, J., 1998, Las principales patologías de la perdiz roja Silvestre. La perdiz roja, I curso, FEDENCA/Grupo Editorial V, Madrid, Spain.
- Melhorn, H., Düwell, D., y Raether, W. (1992). Atlas de Parasitología Veterinaria. GRASS ediciones, Spain.
- Marin, C., Palomeque, M. D., Marco-Jiménez, F., Vega, S., 2014. Wild griffon vultures (*Gyps fulvus*) as a source of Salmonella and Campylobacter in eastern Spain. *PloS ONE* 9, e94191.
- Millán, J., Gortázar, C., Casanova, J. C., 2003. First occurrence of *Mesocestoides sp.* in a bird, the red-legged partridge, *Alectoris rufa*, in Spain. *Parasitology research* 90, 80-81.
- Millán, J., Gortázar, C. y Villafuerte, R (2004a). A comparison of the helminth faunas of wild and faro-reared red-legged partridges. *Journal of Wildlife Management*, 68(3): 701-707.
- Millan, J., Gortázar, C., Martin-Mateo, M.P. y Villafuerte, R., 2004b. Comparative survey of the ectoparasite fauna of wild and farm-reared red legged Partridges (*Alectoris rufa*), with an ecological study in wild
- Millan, J., Gortázar, C., y Villafuerte, R., 2004c. Ecology of nematode parasitism in red-legged partridge (*Alectoris rufa*) in Spain. *Helminthologia*, 41(1): 22-27.
- Millán, J. 2009. Diseases of the red-legged partridge (*Alectoris rufa* L.): A review. *Wildlife Biology in Practice* 5: 70-88.
- Molina-López R. A., Valverdú N., Martín M., Mateu E., Obón E., Cerà-Cuèllar M., Darwich L., 2011. Wild raptors as carriers of antimicrobial-resistant Salmonella y Campylobacter strains. *Veterinary Record* 168 ,565b.
- Molina-López, R. A., Vidal, A., Obón, E., Martín, M., Darwich, L., 2015. Multidrug-resistant *Salmonella enterica* Serovar Typhimurium Monophasic Variant 4, 12: i:-Isolated from

- Asymptomatic Wildlife in a Catalanian Wildlife Rehabilitation Center, Spain. *Journal of wildlife diseases* 51, 759-763.
- Naciri, M., Répérant, J. M., Fort, G., Crespín, J., Duperray, J., Benzoni, G., 2011. *Eimeria* involved in a case of coccidiosis in farmed red-legged partridges (*Alectoris rufa*) in France: oocyst isolation and gross lesion description after experimental infection. *Avian pathology* 40, 515-524.
- Naciri, M., Fort, G., Briant, J., Duperray, J., Benzoni, G., 2014. Incidence of single and mixed infections with *Eimeria kofoidi*, *E. caucasica* and *E. legionensis* on the health of experimentally infected red-legged partridges (*Alectoris rufa*). *Veterinary parasitology* 205, 77-84.
- Newton, I., 1998. Population limitation in birds. Academic Press, San Diego. EE.UU.
- OIE. 2010. Código sanitario para los animales terrestres. Disponible en: [http://web.oie.int/esp/normes/mcode/es\\_sommaire.htm](http://web.oie.int/esp/normes/mcode/es_sommaire.htm)
- OIE. Manual de las pruebas de diagnóstico y de las vacunas para los animales terrestres. 2012. Disponible en: <http://www.oie.int/es/normas-internacionales/manual-terrestre/acceso-en-linea/>.
- Piron, M., Plasencia, A., Fleta-Soriano, E., Martínez, A., Martínez, J. P., Torner, N., Sauleda, S., Meyerhans, A., Escalé, J., Trilla, A., Pumarola, T., Martínez, M. J., 2015. Low Seroprevalence of West Nile Virus in Blood Donors from Catalonia, Spain. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases* 15, 782-784.
- Ramos R., Cerda-Cuellar M., Ramírez F., Jover L., y Ruiz X., 2010. Influence of Ruse Sites on the Prevalence of *Campylobacter* spp. and *Salmonella* Serovars in Seagulls. *Applied and Environmental Microbiology*, 3052-3056.
- Reche M.P., Jiménez P. A., Álvarez F., García de los Ríos J.E., Rojas A. M. y de Pedro P., 2003. Incidence of *Salmonellae* in Captive and Wild Free-living Raptorial Birds in Central Spain, *Journal of Veterinary Medical Science*. B 50, 42-44.
- (RASVE) Red de Alerta Sanitaria Veterinaria, 2016. Disponible en: [http://rasve.magrama.es/RASVE\\_2008/Publica/Focos/Consulta.aspx](http://rasve.magrama.es/RASVE_2008/Publica/Focos/Consulta.aspx).  
Último acceso: 18 de abril de 2016.
- Redondo, I., Gómez-Guillamon, F., Rodríguez, E., Zorrilla, I., Rayas, E., Camacho, L., San José, C., Talavera, V., Fernández, M., Molina, I., García-Bocanegra, I., & Marín, A. 2011.



- Detection of the bagaza virus in the red-legged partridge in Cadiz (SW-Spain). Proceedings of the XXXth IUGB Congress, Barcelona. Pp. 281.
- Revilla, M., Pérez, E., Arnal, M. C., Villanúa, D., Fernández de Luco, D. Gortázar, C., 2006. Principales patologías de la perdiz roja (*Alectoris rufa*). [Main pathologies of red-legged partridge (*Alectoris rufa*)]. Proceedings of the 24émes Rencontres du G.E.E.F.S.M., Junio 2006, Reserva Nacional de Caza de los Puertos de Tortosa y Beceite, Spain.
- Sabirovic, M., Wilesmith, J., Hall, S., Coulson, N., & Landeg, F., 2006. Situation Analysis– Outbreaks of HPAI H5N1 virus in Europe during 2005/2006–An overview and commentary. DEFRA, International Animal Health Division, United Kingdom. 40 pp.
- Sotelo, E., Gutierrez-Guzmán, A.V, Del Amo, J., Llorente, F., El-Harrak, M., Pérez- Ramírez ,E. 2011. Pathogenicity of two recent Western Mediterranean West Nile virus isolates in a wild bird species indigenous to Southern Europe: the red-legged partridge. Vet Res. ; 42.
- Straková, P., Šikutová, S., Jedličková, P., Sitko, J., Rudolf, I., Hubálek, Z., 2015. The common coot as sentinel species for the presence of West Nile and Usutu flaviviruses in Central Europe. Research in veterinary science 102, 159-161.
- Sturm-Ramírez K. M., Hulse-Post D.J., Govorkova E.A., Humberd J., Seiler P., Puthavathana P., Buranathai C., Nguyen T.D., Chaisingh A., Long H. T., Naipospos T. S. P., Chen H., Ellis T. M., Guan Y., Peiris J. S. M., Webster R. G., 2005. Are Ducks Contributing to the Endemicity of Highly Pathogenic H5N1 Influenza Virus in Asia ? Journal Virology, 79 (17): 11269.
- Tauxe, R.V., 1997: Emerging foodborne diseases: an evolving public health challenge. Emerg. Infect Dis. 3(4): 425-434.
- Tejedor, M. T., Monteagudo, L. V., Mautner, S., Hadjisterkotis, E., Arruga, M. V., 2007. Introgression of *Alectoris chukar* genes into a Spanish wild *Alectoris rufa* population. Journal of Heredity 98, 179-182.
- Vázquez A., Sánchez-Seco M.P, Ruiz S., Molero F., Hernández L., Moreno J., Magallanes A., Gómez-Tejedor C., Tenorio A. Putative New Lineage of West Nile Virus, Spain. Emerg Infect Dis. 2010 March; 16(3):549-552.
- Vela, A. I., Casas-Díaz, E., Fernández-Garayzábal, J. F., Serrano, E., Agustí, S., Porrero, M. C., Sánchez del Rey, V., Marco, I., Lavín, S., Domínguez, L., 2015. Estimation of cultivable

- bacterial diversity in the cloacae and pharynx in Eurasian Griffon vultures (*Gyps fulvus*). *Microbial ecology* 69, 597-607.
- Villanúa D., Acevedo P., Höfle U., Rodríguez, O. y Gortázar C., 2006a. Changes in parasite transmission stage excretion after pheasant release. *Journal of Helminthology*, 80: 1-7.
- Villanúa, D., Pérez-Rodríguez, L., Gortázar, C., Höfle, U., Viñuela, J., 2006b. Avoiding bias in parasite excretion estimates: the effect of sampling time and type of faeces. *Parasitology* 133, 251.
- Villanúa D., 2007. Parásitos de la perdiz roja: implicaciones para su aprovechamiento cinegético y conservación. Tesis Doctoral, Universidad de Castilla-La Mancha. España.
- Villanúa D, Pérez-Rodríguez L, Rodríguez O, Viñuela J, Gortázar C., 2007a. How effective is pre-release nematode control in farm-reared red-legged partridges *Alectoris rufa*?. *J Helminthol* 2007 Mar; 81(1):101-3.
- Villanúa, D., Casas, F., Viñuela, J., Gortázar, C., Morales, M., 2007b. First occurrence of *Eucoleus contortus* in a Little Bustard *Tetrax tetrax*: negative effect of Red-legged Partridge *Alectoris rufa* releases on steppe bird conservation? *Ibis* 149, 405-406.
- Villanúa, D., Pérez-Rodríguez, L., Casas, F., Alzaga, V., Acevedo, P., Viñuela, J., Gortázar, C., 2008. Sanitary risks of red-legged partridge releases: introduction of parasites. *European Journal of Wildlife Research* 54, 199-204.
- Wunschmann, A., Ziegler, A., 2006. West Nile virus-associated mortality events in domestic Chukar partridges (*Alectoris chukar*) and domestic Impeyan pheasants (*Lophophorus impeyanus*). *Avian Dis* 50:456-459.
- Zhang, J. J., Wang, L. X., Ruan, W. K., & An, J., 2013. Investigation into the prevalence of coccidiosis and maduramycin drug resistance in chickens in China. *Veterinary parasitology*, 191(1), 29-34.

Anexo1. Encuesta Epidemiológica

**PROGRAMA DE VIGILANCIA EPIDEMIOLÓGICA DE LA PERDIZ  
ROJA (*Alectoris rufa*) EN ANDALUCÍA**

**Nº cuestionario:**

**Fecha:**

**Encuesta realizada por:**

**Tif:**

**Provincia:**

**Localidad:**

**Term. Municipal:**

**Datos administrativos del coto:**

MATRÍCULA COTO:

NOMBRE:

MANCHA/FINCA:

TITULAR:

PERSONA DE CONTACTO :

UTM:

DIRECCIÓN:

TELÉFONO:

E-MAIL:

VETERINARIO:

REGISTRO DE EXPLOTACIÓN (si está incluida en REGA):

**A) Factores relacionados con la perdiz**

**1. Densidad de perdices en la zona**

Nula  Baja  Alta

**2. Razón de edad (%):**

> % adultos  > % jóvenes  similar

**3. Estado sanitario general:**

Deficiente  Regular  Bueno

**4. Animales cazados la pasada temporada**

Nº total estimado \_\_\_\_\_

**5. Tiempo de la última repoblación (meses)**

No  <6  >6  >de 18

**B) Factores relacionados con las enfermedades**

**6. Mortalidad desde principios de año**

Nula  Baja  Alta

**7. Mortalidad último mes**

Nula  Baja  Alta

**C) Características del medio**

**8. Finca cercada**

Si  No

**9. Distancia núcleo urbano más cercano (Km)**

<10  10-20  >20

**10. Especies de depredadores**

Zorro  Gato montés  Tejón  Meloncillo  Gineta

Turón  Marta  Rapaces  Gatos  Perros  Otros:

**11. Densidad y enfermedades en ganado doméstico**

	Nº ejemplares	Enfermedad		Nº ejemplares	Enfermedad
<b>Vacuno</b>			<b>Porcino</b>		
<b>Caprino</b>			<b>Aves</b>		
<b>Ovino</b>			<b>Otros</b>		

**12. Tipo de Finca**

Cotos Espacio protegido Coto de caza (Administ) RAC

**13. Repoblación de otras especies cinegéticas**

No  Conejos  Liebres  C. mayor

**14. Presión cinegética en el coto**

Nula  Baja  Alta

**15. Presencia de comederos artificiales para:**

No  Perdices  Conejos  C. mayor

**16. Puntos de agua en el coto**

Pantano  Charcas  Fuentes  Bebederos  Otros

**17. Densidad de mosquitos en el coto**

Nula  Baja  Media  Alta

**18. Mejoras para la caza**

Desbroces  Limpieza de aguaderos  
 Mantenimiento linderos  Siembras para caza  Otras: \_\_\_\_

OBSERVACIONES:

Anexo 2. Ficha de toma y Remisión de muestras

*Anexo5: Ficha de toma y remisión de muestras biológicas de la perdiz roja*

**Nº cuestionario:**  
**Encuesta realizada por:**  
**Provincia:**  
**Term. Municipal:**

**Fecha:**  
**Tif:**  
**Localidad:**

**Datos administrativos del coto:**

MATRÍCULA COTO:

NOMBRE:

MANCHA/FINCA.:

PARAJE:

UTM:

TITULAR:

PERSONA DE CONTACTO :

DIRECCIÓN:

TELÉFONO:

E-MAIL:

VETERINARIO:

<b>Modalidad de caza:</b> <input type="checkbox"/> A la mano <input type="checkbox"/> Batida <input type="checkbox"/> Reclamo <input type="checkbox"/> Otros:	<b>Caza de gestión:</b>
<b>Nº de animales del grupo:</b>	

<b>OBSERVACIONES:</b>
-----------------------

ID PVE	Edad	Peso (gr)	Sexo	Condición corporal	Lesiones observadas	Piojos	Observaciones
	<input type="checkbox"/> Joven <input type="checkbox"/> Subadulto <input type="checkbox"/> Adulto		<input type="checkbox"/> ♀ <input type="checkbox"/> ♂ <input type="checkbox"/> ¿?	<input type="checkbox"/> Deficiente <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Buena	<input type="checkbox"/> APN <input type="checkbox"/> Caquexia <input type="checkbox"/> Granulomas caseosos <input type="checkbox"/> Neumonía <input type="checkbox"/> Enteritis (tipo): _____ <input type="checkbox"/> Hiperqueratosis patas (viruela) <input type="checkbox"/> Otros:	<input type="checkbox"/> Nula <input type="checkbox"/> Baja <input type="checkbox"/> Alta	<input type="checkbox"/> Hisopo cloaca <input type="checkbox"/> Hisopo ocular <input type="checkbox"/> Heces
	<input type="checkbox"/> Joven <input type="checkbox"/> Subadulto <input type="checkbox"/> Adulto		<input type="checkbox"/> ♀ <input type="checkbox"/> ♂ <input type="checkbox"/> ¿?	<input type="checkbox"/> Deficiente <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Buena	<input type="checkbox"/> APN <input type="checkbox"/> Caquexia <input type="checkbox"/> Granulomas caseosos <input type="checkbox"/> Neumonía <input type="checkbox"/> Enteritis (tipo): _____ <input type="checkbox"/> Hiperqueratosis patas (viruela) <input type="checkbox"/> Otros:	<input type="checkbox"/> Nula <input type="checkbox"/> Baja <input type="checkbox"/> Alta	<input type="checkbox"/> Hisopo cloaca <input type="checkbox"/> Hisopo ocular <input type="checkbox"/> Heces
	<input type="checkbox"/> Joven <input type="checkbox"/> Subadulto <input type="checkbox"/> Adulto		<input type="checkbox"/> ♀ <input type="checkbox"/> ♂ <input type="checkbox"/> ¿?	<input type="checkbox"/> Deficiente <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Buena	<input type="checkbox"/> APN <input type="checkbox"/> Caquexia <input type="checkbox"/> Granulomas caseosos <input type="checkbox"/> Neumonía <input type="checkbox"/> Enteritis (tipo): _____ <input type="checkbox"/> Hiperqueratosis patas (viruela) <input type="checkbox"/> Otros:	<input type="checkbox"/> Nula <input type="checkbox"/> Baja <input type="checkbox"/> Alta	<input type="checkbox"/> Hisopo cloaca <input type="checkbox"/> Hisopo ocular <input type="checkbox"/> Heces
	<input type="checkbox"/> Joven <input type="checkbox"/> Subadulto <input type="checkbox"/> Adulto		<input type="checkbox"/> ♀ <input type="checkbox"/> ♂ <input type="checkbox"/> ¿?	<input type="checkbox"/> Deficiente <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Buena	<input type="checkbox"/> APN <input type="checkbox"/> Caquexia <input type="checkbox"/> Granulomas caseosos <input type="checkbox"/> Neumonía <input type="checkbox"/> Enteritis (tipo): _____ <input type="checkbox"/> Hiperqueratosis patas (viruela) <input type="checkbox"/> Otros:	<input type="checkbox"/> Nula <input type="checkbox"/> Baja <input type="checkbox"/> Alta	<input type="checkbox"/> Hisopo cloaca <input type="checkbox"/> Hisopo ocular <input type="checkbox"/> Heces
	<input type="checkbox"/> Joven <input type="checkbox"/> Subadulto <input type="checkbox"/> Adulto		<input type="checkbox"/> ♀ <input type="checkbox"/> ♂ <input type="checkbox"/> ¿?	<input type="checkbox"/> Deficiente <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Buena	<input type="checkbox"/> APN <input type="checkbox"/> Caquexia <input type="checkbox"/> Granulomas caseosos <input type="checkbox"/> Neumonía <input type="checkbox"/> Enteritis (tipo): _____ <input type="checkbox"/> Hiperqueratosis patas (viruela) <input type="checkbox"/> Otros:	<input type="checkbox"/> Nula <input type="checkbox"/> Baja <input type="checkbox"/> Alta	<input type="checkbox"/> Hisopo cloaca <input type="checkbox"/> Hisopo ocular <input type="checkbox"/> Heces





**Glosario:**

ARN: Ácido ribonucleico.

BagV: Bagaza virus.

CAD: Centro de Análisis y Diagnóstico de la Fauna Silvestre de Andalucía.

CAPDER: Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural.

CMAOT: Consejería de Medio Ambiente y Ordenación del Territorio.

EN Doñana: Espacio Natural de Doñana.

IA: Influenza Aviar.

IAAP: Influenza Aviar Alta Patogenicidad.

IABP: Influenza Aviar Baja Patogenicidad.

ITMV: Israel Turkey Meningoencephalitis Virus.

LCVA: Laboratorio Central de Veterinaria de Algete.

LPSA: Laboratorio de Producción y Sanidad Animal.

MAPAMA: Ministerio de Agricultura, Pesca y Medio Ambiente.

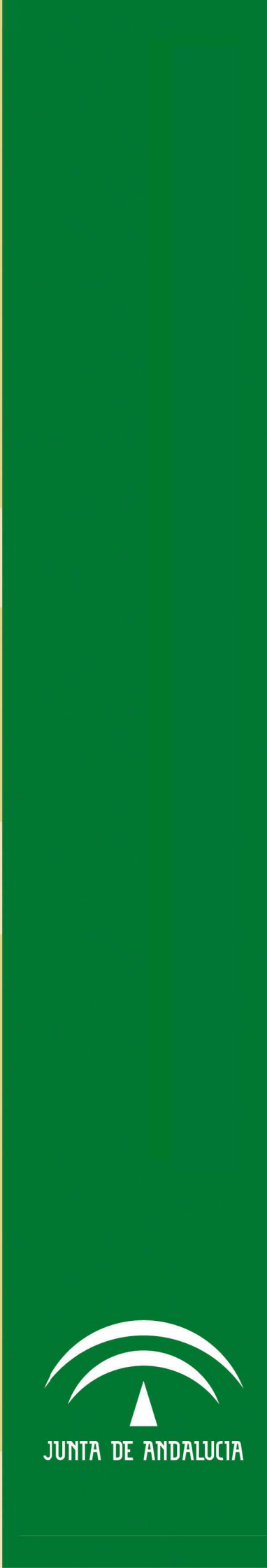
OIE: Oficina Internacional de Epizootias.

PCR: Polymerase Chain Reaction.

PVE: Programa de Vigilancia Epidemiológica de la Fauna Silvestre en Andalucía.

RASVE: Red de Alerta Sanitaria Veterinaria.

WNV: West Nile Virus.



JUNTA DE ANDALUCIA