

**INFORME**

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

---

**Noviembre 2012**

**Directora Instituto Andaluz de Caza y Pesca Continental:** Isabel Redondo. Dirección General de Gestión del Medio Natural. CMAOT.

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

**Técnicos del PVE:** Eva Rodríguez, Elena Rayas, Leonor N. 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 este estudio del PVE ha sido posible gracias a la colaboración de los titulares, gestores y guardas de 50 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.

**INDICE**

<b>1. RESUMEN</b>	<b>5</b>
<b>2. ANTECEDENTES</b>	<b>5</b>
<b>3. INTRODUCCIÓN</b>	<b>6</b>
<b>4. OBJETIVOS</b>	<b>12</b>
<b>5. MATERIALES Y MÉTODOS</b>	<b>13</b>
5.1 RECURSOS MATERIALES Y HUMANOS.....	13
5.2 ÁREA DE ESTUDIO .....	14
5.3 MÉTODO DE MUESTREO, TAMAÑO Y OBTENCIÓN DE LA MUESTRA.....	16
5.4 ENCUESTA EPIDEMIOLÓGICA Y OBTENCIÓN DE DATOS.....	17
5.4.1 ENCUESTA EPIDEMIOLÓGICA .....	17
5.4.2 FICHA DE TOMA Y REMISIÓN DE MUESTRAS DE PERDIZ ROJA.....	17
5.5 DIAGNÓSTICO LABORATORIAL.....	18
5.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO .....	18
<b>6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN</b>	<b>19</b>
6.1. ANALISIS.....	19
6.1.1. DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DEL MUESTREO .....	19
6.1.2 DISTRIBUCIÓN TEMPORAL DEL MUESTREO.....	20
6.1.3 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ZONAS MUESTRADAS.....	21
6.1.4 MEDIDAS DE GESTIÓN .....	22
6.1.5. ANIMALES MUESTREADOS .....	25
6.2. RESULTADOS DE LAS ENFERMEDADES.....	26
6.2.1 FLAVIVIRUS. WEST NILE. BAGAZA.....	26
6.2.2 ENFERMEDAD DE NEWCASTLE .....	29
6.2.3 INFLUENZA AVIAR.....	30
6.2.4 CAMPILOBACTERIOSIS.....	30
6.2.5 SALMONELOSIS.....	31
<b>7. CONCLUSIONES/ RECOMENDACIONES</b>	<b>33</b>

#### ANEXOS

ANEXO 1. Encuesta Epidemiológica.

ANEXO 2. Ficha de toma y remisión de muestras.

ANEXO 3. Conclusiones y recomendaciones de las actuaciones de emergencia sanitaria en la Campaña de Cádiz (Extraído del informe EXP\_CMA\_PVE\_ES\_01\_2010).

ANEXO 4. Glosario.

### 1. RESUMEN

Desde la puesta en marcha en septiembre de 2009 del Programa de Vigilancia Epidemiológica de la Fauna Silvestre en Andalucía (PVE) se han analizado un total de 463 ejemplares de perdiz roja (*Alectoris rufa*) durante las temporadas de caza 2009/2010, 2010/2011 y 2011/2012. Los animales muestreados procedieron de 51 zonas distintas de las cuales 50 pertenecen a cotos de caza y una al EN Doñana. A partir de las muestras obtenidas se han generado más de 3162 analíticas sólo para esta especie.

Los resultados obtenidos en este PVE específico indican que la perdiz roja no juega un papel relevante en la epidemiología de las enfermedades estudiadas en Andalucía, con excepción del BagV, que se ha comprobado, mediante las actuaciones incluidas dentro de las emergencias sanitarias, que este virus tiene consecuencias significativas en las poblaciones de perdiz roja en Andalucía.

### 2. ANTECEDENTES

En base a lo establecido en 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 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. Así mismo, se constituyó el Comité de Coordinación del PVE como órgano encargado de la toma de decisiones, constituido

por la Directora del Instituto Andaluz de la Caza y Pesca continental (CMAOT), el Jefe de Servicio de Conservación de la Geodiversidad y Biodiversidad (CMAOT), el Jefe de Servicio de Sanidad Animal (CAPDER), el Jefe de Sección de Epidemiología de Sanidad Animal (CAPDER), un representante con rango de Jefe de Servicio de la Consejería de Igualdad, Salud y Políticas Sociales, el Jefe del Departamento de Conservación de Fauna (CMAOT), el Jefe de Departamento de Gestión Cinegética (CMAOT), un Representante del Departamento de Sanidad animal de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Córdoba y el Coordinador Regional del PVE (CMAOT).

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 del Protocolo específico del Programa de Vigilancia Epidemiológica de la perdiz roja.

### 3. INTRODUCCIÓN

#### Importancia de la especie en Andalucía.

Aunque la perdiz roja está presente en diferentes tipos de hábitats, su distribución natural está restringida a la región mediterránea (Casas 2008). Esta especie presenta una elevada relevancia desde el punto de vista ecológico, ya que es, junto con el conejo silvestre (*Oryctolagus cuniculus*), una presa clave para mayoría de los depredadores ibéricos (Calderón 1983), incluyendo especies endémicas y/o amenazadas, como el lince ibérico (*Lynx pardinus*), o el águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*). Por otro lado, la perdiz roja, junto con el conejo silvestre, han sido consideradas las principales piezas de la caza menor en España, generando un movimiento económico de unos 210 millones de euros al año (Ayala 1985).

En las últimas cuatro décadas, ha existido un declive generalizado de sus poblaciones (Blanco-Aguilar 2007). Las disminuciones en las densidades de conejo silvestre en muchas regiones de España, han redirigido la actividad cinegética hacia la Programa de Vigilancia Epidemiológica de la Fauna Silvestre de Andalucía

caza del la perdiz, incrementando la sobreexplotación de sus poblaciones (Blanco Aguilar y cols. 2004). En este sentido, en las últimas décadas, debido a la demanda de piezas y el declive de las poblaciones silvestres se ha incrementado la suelta de perdices procedentes de granjas, llegando a soltar entre 3 y 4,5 millones de perdices al año (Garrido 2002).

### Factores limitantes de las poblaciones de perdiz roja. Enfermedades

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 o los problemas asociados a perdices procedentes de granjas cinegéticas (introducción de nuevos patógenos, introgresión genética e hibridación) 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 el hombre y los animales (Gortazar y cols., 2000). Por lo tanto, el estudio de la ecología de enfermedades con implicación en la fauna silvestre y en Salud Pública resulta de especial interés.

A continuación se resumen las principales enfermedades de la perdiz roja:

- Flavivirus:
  - 1) West Nile

La enfermedad de West Nile, también denominada enfermedad del Nilo occidental o encefalitis del Oeste del Nilo está producida por un arbovirus, el WNV de la familia *Flaviviridae* perteneciente al complejo antigénico de la encefalitis japonesa. Este complejo incluye ocho especies, la mayoría de ellas son reconocidas como patógenos emergentes y re-emergentes para numerosas especies animales, incluida el hombre. Hasta la fecha se han detectado cinco linajes diferentes del WNV, siendo los linajes 1 y

Programa de Vigilancia Epidemiológica de la Fauna Silvestre de Andalucía

2 los que están asociados con casos de enfermedad. En este sentido, cabe destacar la reciente detección en España de un nuevo linaje aislado en mosquitos que no puede ser incluido dentro los cinco descritos previamente (Vázquez y cols., 2010).

El WNV fue identificado por primera vez en 1937 en una mujer con un proceso febril en el distrito ugandés de West Nile (África). Posteriormente, el virus se detectó en diferentes países de África, América, Australia, Asia y Europa, donde se han reportado brotes y casos esporádicos de enfermedad durante las últimas décadas.

El primer brote en Norte América se reportó en Nueva York en 1999. Desde entonces, el virus se extendió rápidamente causando enfermedad y mortalidad tanto en humanos como en caballos y ocasionando elevadas mortalidades entre especies de aves hospedadoras (<http://www.cdc.gov/niosh/topics/westnile/>). En la actualidad, la enfermedad es endémica en Norte América ocasionando mortalidades anuales en aves, caballos y humanos.

El virus es responsable de infecciones en un amplio rango de especies de vertebrados, incluidos aves, mamíferos, reptiles y anfibios. En el ciclo selvático del VWN participan los mosquitos como vectores del virus y una amplia variedad de especies aviares como reservorios primarios de la infección vírica. A las aves también se les atribuye el papel principal en la diseminación del virus de unos países/regiones a otros, siendo las zonas húmedas como deltas de ríos, zonas pantanosas o lagos con abundancia de aves migratorias y mosquitos, el hábitat óptimo para la propagación del virus.

El VWN se transmite principalmente por la picadura de un vector artrópodo, tratándose generalmente de mosquitos del género *Culex* (*C. pipiens*, *C. modestus*) o *Coquillettidia richiardii*, *Ochlerotatus caspius* o *Aedes albopictus* en Europa. También se ha detectado WNV en algunas especies de garrapatas (Burke and Monath, 2001; Lawrie et al., 2004). Las aves son consideradas reservorio de la enfermedad, actuando normalmente como portadores sanos. Tras la picadura de un mosquito no infectado sobre un ave virémica se produce la multiplicación del virus en el vector; el ciclo se completa con la picadura del mosquito en un nuevo hospedador susceptible.

Algunas especies de mamíferos, incluidos los caballos y seres humanos, son considerados hospedadores accidentales del WNV. Estos hospedadores son considerados “fondos de saco epidemiológico” ya que el virus carece de capacidad suficiente para replicarse. En estas especies la enfermedad cursa con frecuencia de forma inaparente o con sintomatología leve.

Diversos estudios en España han demostrado la circulación del WNV en diferentes especies de aves, tanto migratorias como residentes (López y cols., 2008; García-Bocanegra y cols., 2010). Los resultados muestran una localización endémica con presencia de animales seropositivos a lo largo del tiempo y con incrementos de seroprevalencia en determinados años. Además, se ha descrito sintomatología clínica en dos especies de rapaces, concretamente en el Águila imperial ibérica (*Aquila adalberti*) y Águila real (*Aquila chrysaetos*) (Höfle y cols., 2008; Jiménez-Clavero y cols., 2008) y se ha demostrado recientemente la elevada susceptibilidad de la perdiz roja (*Alectoris rufa*) mediante infección experimental con el WNV (Sotelo y cols., 2011).

## 2) Bagaza (BagV)

El BagV es un miembro del género *Flavivirus* dentro de la familia *Flaviviridae* y perteneciente al complejo antigénico *Natya virus*. Este complejo incluye otras cuatro especies, el virus de la meningoencefalitis de los pavos de Israel (ITMV), el virus Ilheus, el virus *Ntya* y el virus Tembusu (King y cols. 2011).

El BagV se aisló por primera vez en 1966 en la República Centro Africana a partir de un grupo de mosquitos del género *Culex spp.* (Digoutte, 1978). Investigaciones realizadas durante un brote de encefalitis japonesa en India en 1996 evidenciaron que el 15% (8/53) de los pacientes con encefalitis presentaban anticuerpos neutralizantes frente a BagV (Bondre y cols, 2009). Estos resultados indican contacto del virus con la población y sugieren una posible implicación zoonótica del BagV. La estrecha relación genética entre BagV e ITMV, importante patógeno de aves en Israel y Sudáfrica, sugiere que el BagV podría causar mortalidad en varias especies de aves (Kuno & Chang, 2007). Sin embargo, la información relativa a la patogenicidad de BagV es muy limitada, se

desconocen hasta la fecha las especies de aves implicadas en el mantenimiento del virus en el medio natural.

En Andalucía, en el área cinegética Campiña de Cádiz, en agosto de 2010 se detectó una mortalidad anormal de perdices y faisanes (**Anexo 3**; Consejería de Medio Ambiente (CMA) 2011; Redondo y cols. 2011; García-Bocanegra y cols. 2012), aislándose por primera vez en Europa el virus BagV (Agüero, 2011).

- Enfermedad de Newcastle:

Enfermedad vírica muy contagiosa de curso febril agudo o sobreagudo, que afecta a aves domésticas y salvajes con cuadros clínicos respiratorios, nerviosos y entéricos, y hemorragias en diversos órganos. Afecta a diversas especies de aves tanto domésticas como silvestres. Los estudios existentes reflejan que hasta la fecha la perdiz roja es muy resistente a la enfermedad (Geral y cols. 1976).

El virus de Newcastle es un virus ARN perteneciente a la familia *Paramyxoviridae* y dentro de esta familia al género *Avulavirus* (Lamb y cols., 2005).

La importancia del estudio de esta enfermedad radica en que el virus de Newcastle es agente patógeno para los humanos. Las infecciones registradas en humanos cursan con debilidad que no dura más de dos o tres días (OIE 2012). Por otro lado tiene un fuerte impacto económico debido a la alta tasa de mortalidad que produce la enfermedad en pollos de granja y a las restricciones de comercio.

La enfermedad de Newcastle altamente patógena está inscrita en la lista del Código Sanitario para los Animales Terrestres (capítulo 1.2, artículo 1.2.3) de la Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE 2010) y es de declaración obligatoria a la OIE.

- Influenza aviar: Influenza de baja y alta patogenicidad.

La gripe o IA es una enfermedad infecciosa altamente contagiosa de declaración obligatoria, incluida en la lista del Código Zoonosario Internacional de la OIE. El agente etiológico es un virus ARN del género *Influenzavirus* tipo A perteneciente a la familia

*Orthomyxoviridae*. Los virus de IA se clasifican como virus IA de baja patogenicidad (IABP) que puede cursar con formas clínicas leves o inaparentes, y virus IA de alta patogenicidad (IAAP), extremadamente contagiosos que dan lugar a formas de enfermedad grave con altas tasas de mortalidad y letalidad (OIE, 2010).

La influenza aviar puede afectar a diversas especies aviares, tanto domésticas como silvestres, siendo estas últimas los principales reservorios del virus. Además, la IA afecta también a diferentes especies de mamíferos, incluido el hombre, estando considerada como una importante enfermedad zoonótica emergente en diferentes continentes (OIE, 2010).

El primer indicio del virus de IAAP, en aves silvestres, fue declarado a finales de 2002 en Sudeste Asiático (Ellis y cols. 2004). En los últimos años, el virus se ha expandido hacia el oeste, siendo actualmente endémico en diferentes países del continente Asiático, África y Europa (Hulse-Post y cols., 2005; Liu J y col., 2005; Sturm-Ramírez y cols. 2005; Sabirovic y cols. 2006; Brown y cols. 2008). En España, se han producido tres brotes de IAAP, el primero en 2006 en la Comunidad Autónoma Vasca, aislándose en un somormujo lavanco (*Podiceps cristatus*). En 2009, se detectaron dos nuevos casos, uno en la Comunidad de Navarra; y otro en Guadalajara (Iglesias y cols., 2009). Aunque no se ha detectado circulación de IAAP en Andalucía, estudios previos han determinado la presencia de anticuerpos frente a diferentes subtipos en poblaciones de anátidas del suroeste de esta Comunidad (Arenas y cols. 1990; Astorga y cols. 1994).

Pese al limitado número de brotes de IAAP declarados en España, la situación geográfica como ruta migratoria de gran cantidad de especies entre Europa y África, el elevado número de humedales, así como la diversidad de especies de aves presentes, hacen que en nuestro país exista un riesgo elevado de entrada y mantenimiento de virus de IAAP. Debido al riesgo de presentación de brotes en España, desde el año 2004 se viene ejecutando un Programa Nacional de Vigilancia de Influenza Aviar en España, (RASVE).

- Salmonelosis y Campylobacteriosis:

En la actualidad, *Campylobacter spp.* junto con *Salmonella spp.*, constituyen los principales agentes zoonóticos implicados en toxiinfecciones alimentarias en todo el mundo (Lahuerta y cols., 2010). Ambos patógenos están presentes en un amplio rango de hospedadores, incluyendo la mayoría de especies domésticas destinadas a consumo humano (Broman y cols., 2002).

La transmisión de *Campylobacter spp.* y *Salmonella spp.* se asocia principalmente al consumo de alimentos, fundamentalmente carne cruda de pollo o vacuno, huevos y leche sin pasteurizar (Tauxe, 1997). No obstante, hay que considerar otras posibles fuentes de infección, como las relacionadas con la manipulación de animales portadores (Harris y cols., 1986) o las procedentes de los reservorios silvestres (Molina-Lopez y cols., 2011). En relación a este último punto, las aves silvestres desempeñan un papel muy importante en el mantenimiento, transmisión y diseminación geográfica de estos enteropatógenos. Así, las aves acuáticas, y en especial las aves migratorias, están consideradas como reservorios de *Salmonella spp.* y *Campylobacter spp.*, constituyendo una fuente importante de contaminación del agua y otros hábitats a través de las heces (Cleaveland y cols., 2001).

Estudios previos realizados en España han establecido una asociación entre ambas enterobacterias y los hábitos alimenticios de las aves (Ramos y cols., 2010). Sin embargo, a pesar de la implicación de las aves silvestres en la epidemiología de estas enfermedades, así como su posible implicación en Salud Pública, existen pocos estudios al respecto en aves silvestres.

#### 4. OBJETIVOS

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

1. Determinar el estatus sanitario, estableciendo las prevalencias de las enfermedades más relevantes de la perdiz roja en Andalucía.

2. Poner en marcha un dispositivo de Emergencia Sanitaria para la detección precoz de posibles mortandades en perdiz roja, debidas a procesos infecciosos.
3. Determinar la distribución espacial por áreas cinegéticas de las enfermedades más relevantes de la perdiz roja en Andalucía. 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 enfermedades principales de 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. Además del asesoramiento científico técnico del Departamento de Sanidad Animal de la Facultad de Veterinaria de la Universidad de Córdoba.
4. Equipo técnico del CAD.

El equipo de campo que lleva a cabo los muestreos lo constituyen dos técnicos veterinarios, uno para la zona de Andalucía Occidental (Córdoba, Sevilla, Cádiz y Huelva) y otro para Andalucía Oriental (Jaén, Málaga, Granada y Almería). Para el

desplazamiento y acceso a la zona de muestreo, se han dispuesto de dos vehículos todo terreno.

Todas las muestras tomadas en campo han sido remitidas al CAD para su procesado y análisis. Así mismo, se remitieron muestras al LPSAC y al LCVA.

Las diferentes Delegaciones Territoriales de Agricultura, Pesca y Medio Ambiente propusieron para el muestreo un listado de cotos con aprovechamiento cinegético para esta especie. De éstos, se seleccionaron los posibles cotos colaboradores para el PVE (ver punto 5.2). Una vez finalizados los análisis, dichas Delegaciones enviaron a los titulares de los cotos los informes de resultados elaborados por el personal técnico del PVE.

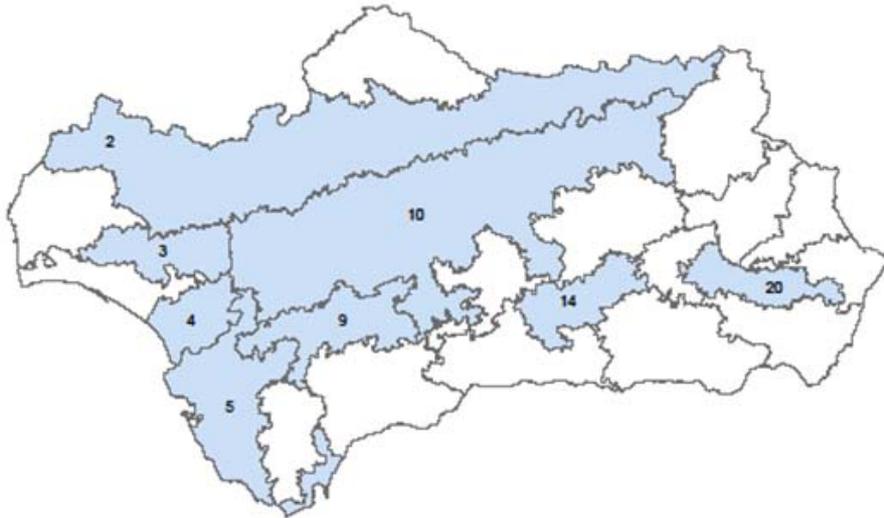
Para la obtención de muestras y encuestas epidemiológicas, se ha contado con la participación y colaboración de titulares, representantes, gestores y guardas de caza de 50 cotos colaboradores con el PVE. Además de personal del EN Doñana.

## 5.2 ÁREA DE ESTUDIO

Andalucía está dividida en 23 áreas cinegéticas establecidas por hábitats homogéneos (Decreto 232/2007, de 31 de julio por el que se aprueba el Plan Andaluz de Caza), las cuales presentan continuidad territorial, características fisiográficas, biológicas y ambientales comunes y están caracterizadas por la presencia de especies cinegéticas representativas.

Para el desarrollo del PVE de la perdiz roja se decidió muestrear 8 de las 23 áreas cinegéticas, en concreto las siguientes: 2, 3, 4, 5, 9, 10, 14, y 20 (**Figura 1**). Estas áreas se seleccionaron en base a la densidad de perdiz roja presente en las mismas, establecido por los censos obtenidos por la CMAOT como parte del programa de seguimiento de especies cinegéticas en Andalucía de 2008 y 2009. En función de los resultados obtenidos, el PVE de la perdiz roja se llevó a cabo en aquellas áreas cinegéticas con una densidad de perdices superior a 12 ejemplares/km<sup>2</sup>.

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



<i>Áreas cinegéticas</i>		
1. Andévalo	9. Piedemonte subbética	17. Depresión de Baza
2. Sierra Morena	10. Campiña Valle del Guadalquivir	18. Sierra María y Estancias
3. Campo Tejada-Aljarafe	11. Los Pedroches	19. Valle Almanzora
4. Marismas	12. Sierra subbética	20. Sierra de Baza
5. Campiña de Cádiz	13. Tejada-Almijara	21. Desiertos de Almería
6. Alcornocales	14. Depresión de Granada	22. Sierra Nevada
7. Pinares de Huelva	15. Sierra sur de Jaén	23. Depresión de Guadix
8. Ronda- Grazalema	16. Sierras de Cazorla	

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

*Selección de los cotos muestreados*

El listado de cotos colaboradores incluidos en el PVE fue proporcionado por las Delegaciones Territoriales de Agricultura, Pesca y Medio Ambiente. A partir de este listado, se realizó una selección aleatoria de los cotos. Sin embargo, durante el desarrollo del PVE, con el objetivo de realizar un muestreo geográficamente homogéneo y de optimizar los recursos humanos, se incluyeron algunos cotos no seleccionados en el muestreo aleatorio inicial.

### **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 teórico de perdices a muestrear es de 472 (8 áreas/ 59 ejemplares por área cinegética), si bien finalmente se muestrearon un total de 463 ejemplares.

#### *Frecuencia en la toma de muestra*

Coincidiendo con las jornadas de caza de tres campañas cinegéticas consecutivas, tanto en periodo hábil general como durante el periodo de caza con reclamo, y en dos casos mediante autorización especial en Espacios Protegidos, se han visitado un total de 51 zonas que, excepto una, todas pertenecen 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 (oscilando entre 6 y 12), 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 (piojos).
- Toma de muestras de cada ejemplar. 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 ENCUESTA EPIDEMIOLÓGICA

El cuestionario epidemiológico (**Anexo 1: Encuesta epidemiológica**) de cada uno de los cotos analizados fue cumplimentado por 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. El cuestionario se dividió en tres partes con el fin de obtener los posibles factores de riesgo relacionados con las diferentes enfermedades analizadas en la perdiz:

A) Factores relacionados con el hospedador, B) Factores relacionados con las enfermedades y C) Características del medio ambiente.

### 5.4.2 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, normal, buena), lesiones observadas (aparentemente normal, caquexia, granulomas caseosos,

neumonía, enteritis, hiperqueratosis en las patas) presencia de piojos (nula, baja, alta) **(Anexo 2: Ficha de toma y remisión de muestras).**

### 5.5 DIAGNÓSTICO LABORATORIAL

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

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

AGENTE	ENFERMEDAD	TÉCNICA	MUESTRA	LABORATORIO
<i>Virus de Newcastle</i>	Enfermedad de Newcastle	PCR	Torunda orofaríngea virus	LPSA Córdoba
<i>Influenza aviar</i>	Gripe aviar	PCR	Torunda cloaca y orofaríngea virus	LCVA Madrid
<i>Flavivirus</i>	West Nile/Bagaza	PCR	Torunda cloaca y orofaríngea virus	LCVA Madrid
<i>Salmonella spp</i>	Salmonelosis	Microbiología (cultivos e identificación)	Torunda cloaca	CAD
<i>Campylobacter spp</i>	Campilobacteriosis	Microbiología (cultivos e identificación)	Torunda cloaca	CAD

### 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

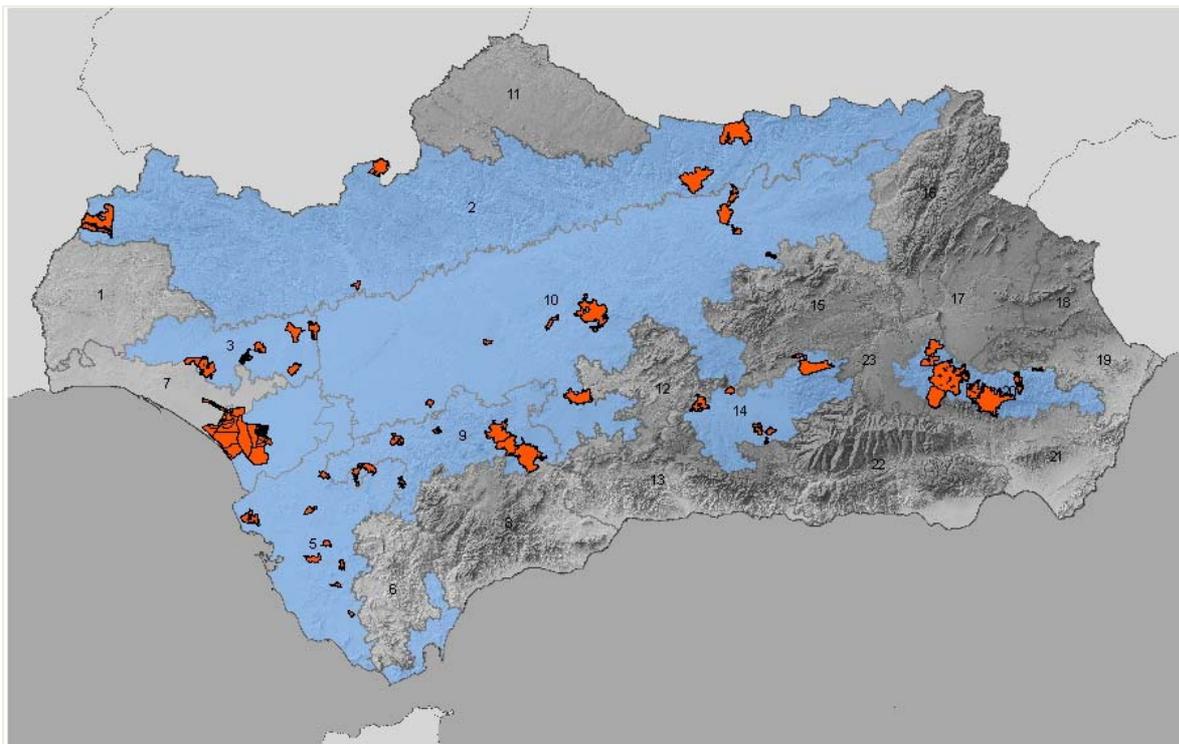
animales analizados, con un intervalo de confianza del 95% (IC95%). Entendiendo por positivo a todo ejemplar sobre el que se detecta bien el agente, anticuerpos o ambos.

## 6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1. ANÁLISIS

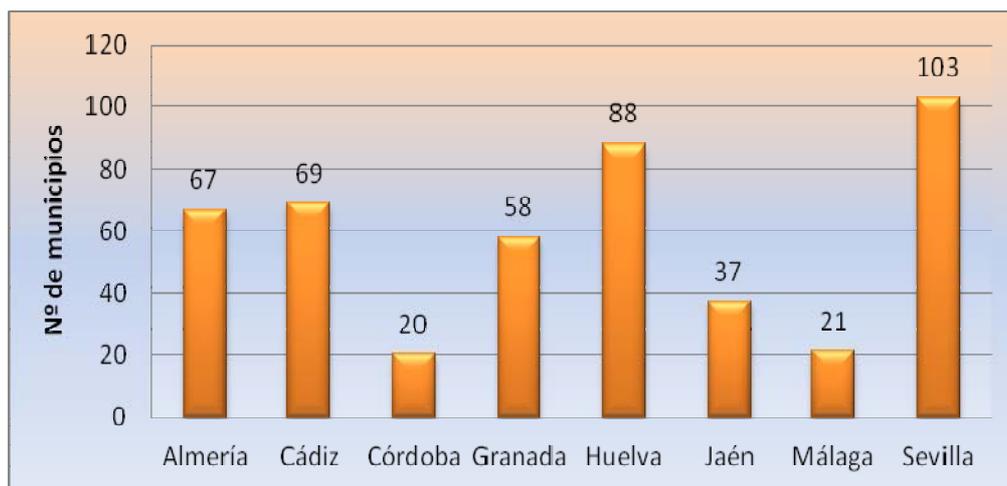
#### 6.1.1. DISTRIBUCIÓN ESPACIAL DEL MUESTREO

A lo largo del periodo de estudio se han analizado un total de 463 de ejemplares de perdiz roja, obteniéndose un grado de cumplimiento superior al 98,1% del estimado inicialmente (N=472). Estos ejemplares se han obtenido en 51 zonas de muestreo. El siguiente mapa (**Figura 1**) muestra la distribución de dichos cotos y zonas en las 8 áreas cinegéticas seleccionadas para el estudio.



**Figura 1.** Distribución de las zonas muestreadas en las 8 áreas cinegéticas seleccionadas para el estudio.

La distribución por provincias de las 463 perdices analizadas en el PVE de perdiz roja queda reflejada en la **Figura 2**. 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 contemplan 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 según los censos explicados anteriormente.



**Figura 2.** Distribución de las perdices muestreadas en cada provincia.

En total se han tomado muestras procedentes de 46 términos municipales distribuidos en las distintas provincias.

### 6.1.2 DISTRIBUCIÓN TEMPORAL DEL MUESTREO

El periodo de muestreo tuvo lugar desde principios de noviembre de 2009 hasta principios de marzo 2012, con un total de 39 jornadas de trabajo de campo.

El muestreo de animales no fue homogéneo a lo largo del periodo de estudio, siendo la presión de muestreo mayor durante la temporada de caza 2010/2011. La

mayoría de las muestras se obtuvieron en el periodo hábil de caza general (otoño) y en el de caza con reclamo (invierno). En menor medida se han aprovechado algunas autorizaciones de carácter especial (**Figura 3**).

<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>Caza con reclamo</i>									<i>Periodo hábil</i>		
<i>Autorizaciones especiales</i>											

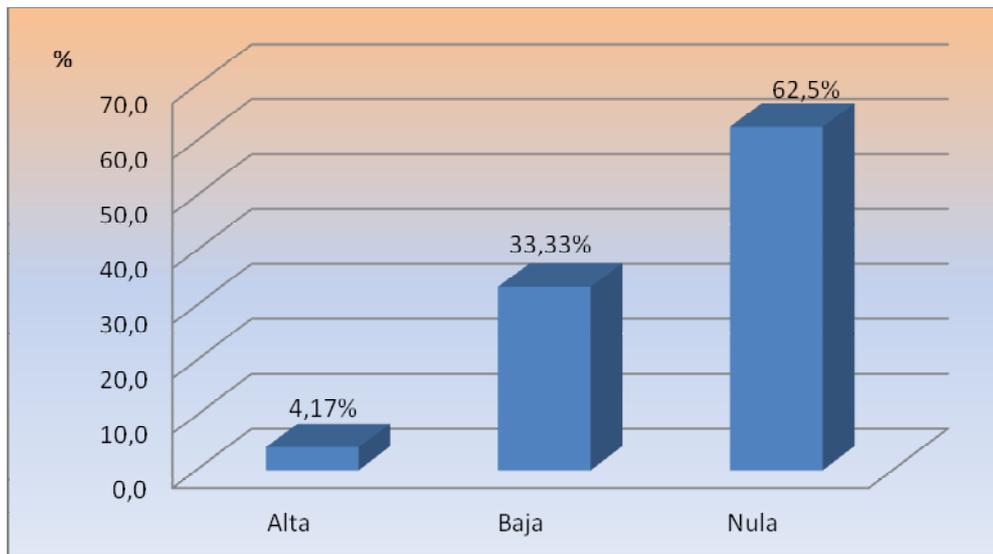
**Figura 3.** Calendario periodo hábil de caza para la perdiz roja en Andalucía.

### 6.1.3 CARACTERÍSTICAS GENERALES DE LAS ZONAS MUESTRADAS

De las 51 zonas muestreadas, 50 correspondieron a cotos de caza y una al EN Doñana.

Las modalidades de caza más utilizada por estos cotos y para la especie en cuestión, son los ojeos y la caza con reclamo. Según la encuesta epidemiológica, el 23% (11/48) consideraron que las poblaciones de individuos jóvenes y adultos en sus terrenos se encontraban en proporciones similares, el 44% (21/48) indicaron una mayor densidad de animales jóvenes, mientras que el 33% (16/48) restante anotaron un mayor porcentaje de individuos adultos en relación a los jóvenes.

El 98% (48/49) de los encuestados consideraron que el estado sanitario general de las poblaciones de perdiz fue bueno, mientras que sólo el 2% (1/49) restante lo consideraron deficiente. Además sólo el 4% (2/48) detectó mortalidad alta en el último año (**Figura 4**) y únicamente el 2% (1/49) lo hizo durante el último mes previo a la realización de la encuesta.



**Figura 4.** Mortalidad detectada en los cotos durante el último año.

La presencia de zorros fue observada en el 96% (46/48) de las zonas muestreadas seguido de la presencia de rapaces en el 87% (42/48). Así mismo perros, gatos asilvetrados, tejones, meloncillos y ginetas se observaron en más del 44 % de las zonas analizadas. Otras especies de depredadores observadas fueron tejón, gineta, gato montés, turón, marta, garduña, lince, y comadreja.

#### **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 zonas muestreadas en el PVE de la perdiz, así como los datos relativos al estado sanitario general en los acotados en el momento del estudio.

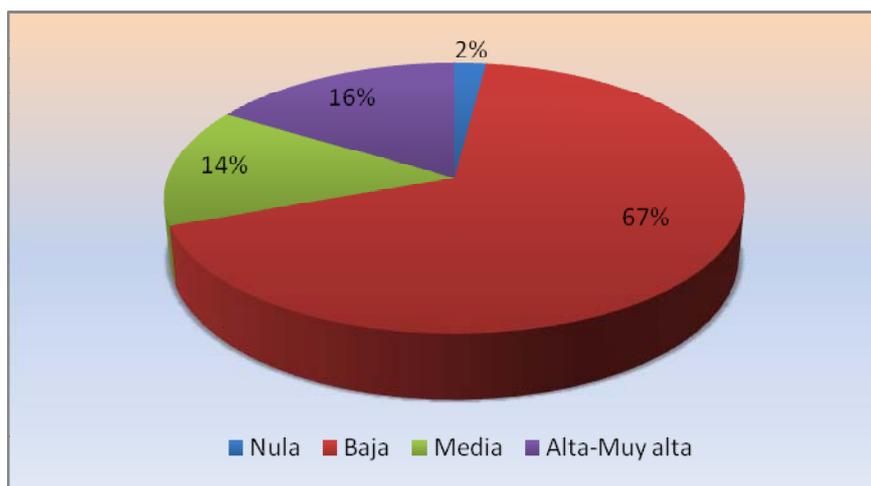
##### **6.1.4.1 REPOBLACIONES**

En el 8% (4/48) de las zonas de muestreo se realizaron repoblaciones de perdiz roja en los 12 meses previos a la obtención de las muestras. De ellos, en dos acotados se realizó esta práctica dentro de los 6 meses previos al muestreo, y en los restantes se hizo con anterioridad.

En ningún coto se repobló con alguna otra especie.

#### 6.1.4.2 PRESIÓN CINEGÉTICA

Con respecto a la presión cinegética que ejercen los cazadores en los cotos muestreados, tan solo un 16% (8/49) 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 67% (33/49) de los entrevistados consideran que la presión realizada es “baja”, ajustándose así las extracciones de forma adecuada a los recursos de sus acotados. Un 14% (7/49) la consideró baja y tan solo en el EN Doñana (2%:1/49) no se practica la caza (**Figura 5**).



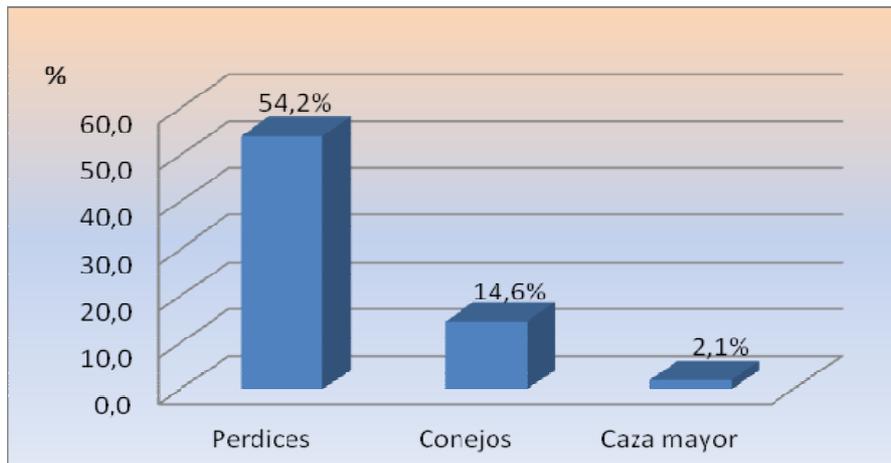
**Figura 5.** Estima sobre la presión cinegética en los cotos muestreados.

#### 6.1.4.3 COMEDEROS Y PUNTOS DE AGUA

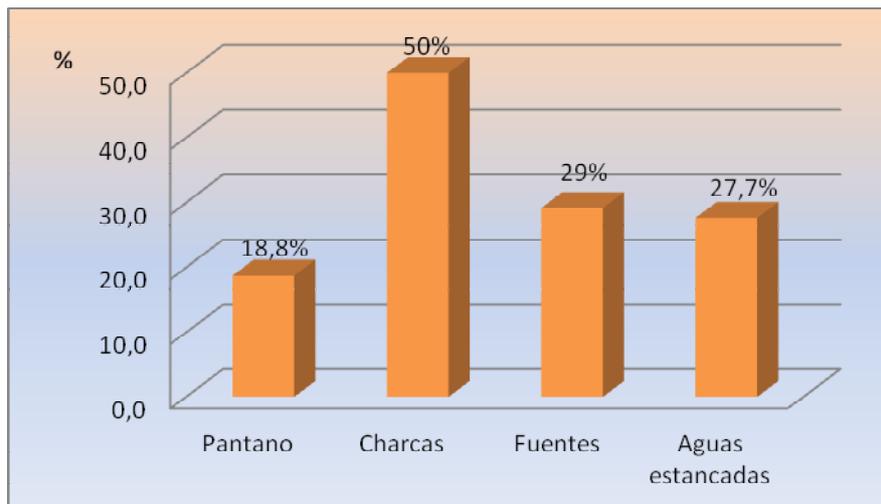
La utilización de puntos de alimentación suplementaria fue una medida de gestión frecuentemente empleada en los cotos de caza incluidos en este PVE. Así, el 54% (26/48) y 15% (7/48) de las cotos muestreados utilizaron comederos para perdices y conejos, respectivamente. Además, en un coto se emplearon comederos para la caza mayor (2%; 1/48), siendo también frecuente la distribución de alimentación suplementaria a lo largo de los carriles y caminos de los cotos (**Figura 6**).

En 32 de las 51 zonas de muestreos (63%) se emplearon bebederos para perdices, generalmente asociados a puntos de alimentación (puntos de agua y comida).

Además de los bebederos, como otros puntos de agua, destaca la presencia de charcas en un 50% (24/48) de las zonas muestreadas, seguido de fuentes en un 29% (14/48) y pantanos en un 19% (9/48). Se describe también la presencia de puntos de agua estancada en un 28% (13/48) de las zonas estudiadas (**Figura 7**).



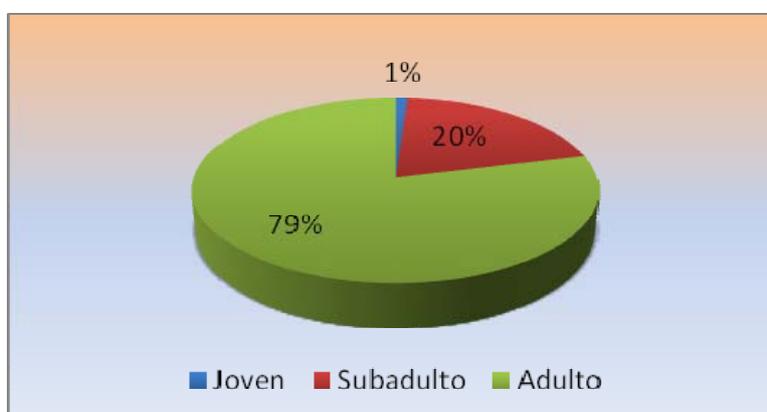
**Figura 6.** Zonas muestreadas que tienen aporte de alimentación suplementaria para especies cinegéticas



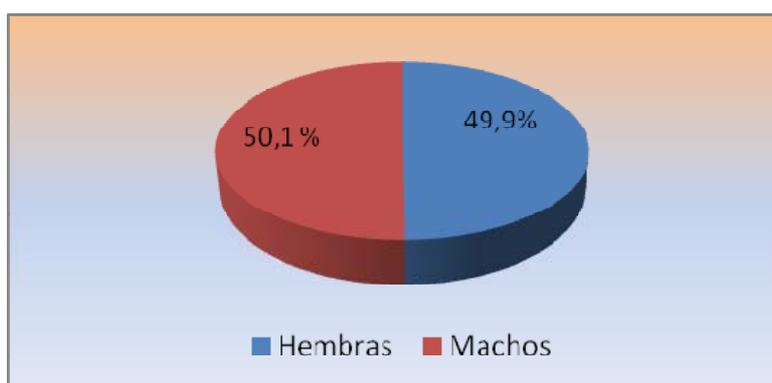
**Figura 7.** Presencia de puntos de agua en las zonas muestreadas.

### 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 463 ejemplares muestreados, siendo la mayoría adultos (79%; 365/463), seguido de individuos subadultos (20%; 93/463) y jóvenes (1%; 5/463). Así mismo, se determinó el sexo en 462 ejemplares, siendo la sex ratio de la población analizada de 1:1 (49,9 % hembras y 50,1% machos) (**Figuras 8 y 9**).



**Figura 8.** Edad de los animales muestreados.



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

El 80% (317/398) de los animales mostraron una condición corporal buena, en el 20% (81/398) fue normal, y en ningún caso se determinó como deficiente (en función del índice de estado de carne-grasa y plumaje).

Se valoró mediante inspección visual la presencia de ectoparásitos durante la exploración externa, no detectándose densidades significativas en ningún ejemplar.

En ningún ejemplar se observaron lesiones externas.

## 6.2. RESULTADOS DE LAS ENFERMEDADES

### 6.2.1 FLAVIVIRUS. WEST NILE. BAGAZA

El diagnóstico analítico de flavivirus fue realizado en un total de 423 de las 463 perdices analizadas.

Dos ejemplares fueron positivos a ARN frente a Flavivirus. Ambos animales resultaron negativos a WNV y no pudieron ser confirmadas mediante RT-PCR específica para el BagV. Tan solo un ejemplar mostró resultados positivos a la detección de ARN vírico de virus de WNV (0,2%; IC95%: 0,0-0,5). Las 163 muestras analizadas para BagV dieron resultados negativos.

Con respecto al WNV, estudios realizados en el EN Doñana revelaron una seroprevalencia de WNV del 10,4% en aves de distintas especies en 2004 (Figuerola y cols., 2008), siendo ésta mayor en aves migratorias que en residentes. Además, en una especie en particular, en la focha común (*Fulica atra*), se halló un 40 % de seroprevalencia observándose seroconversiones interanuales en ésta especie (Figuerola y col, 2007). Otros estudios realizados en aves silvestres han mostrado circulación de flavivirus incluyendo WNV en Andalucía (López y cols., 2010; García-Bocanegra y cols., 2011).

En lo que respecta a caballos, en 2005 se detectaron anticuerpos neutralizantes frente a WNV en distintas regiones del Parque Nacional de Doñana, mostrando valores de seroprevalencia cercanos al 8 % pero sin registrarse casos clínicos (Jiménez-Clavero y col, 2007).

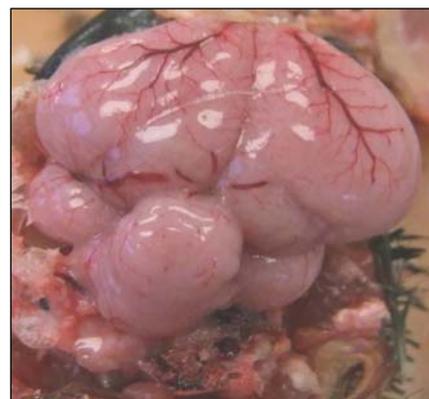
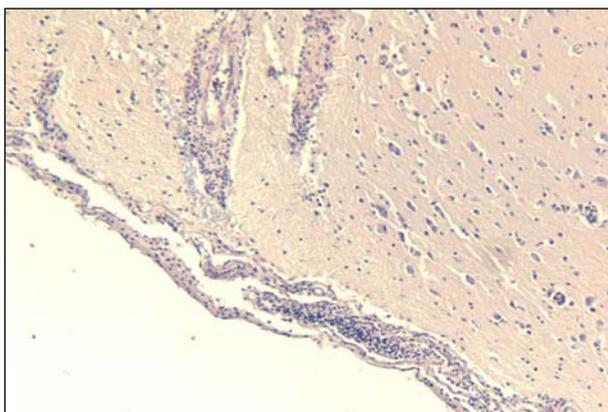
A finales de 2010 tuvo lugar el primer brote de WNV en España con 31 focos declarados que afectaron a 44 caballos, de los cuales 9 sucumbieron a la enfermedad (García-Bocanegra y cols., 2012). En esta misma zona y en la misma época se diagnosticaron dos casos de la enfermedad en humanos en Chiclana de la Frontera y en Benalup-Casas Viejas. Los estudios serológicos revelaron una circulación activa del virus en la poblaciones de équidos en diferentes regiones de Andalucía (García-Bocanegra y cols., 2012)

Con respecto a las perdices, estudios de Wunschmann y col. en 2006 reportaron un brote de enfermedad clínica de WNV causada en América del Norte en perdices chukar (*Alectoris chukar*). Estos datos llevaron a Sotelo y col. en 2011 a investigar la susceptibilidad y sensibilidad a la infección por WNV en perdiz roja experimentalmente infectadas. Los resultados demostraron que la especie es susceptible a la infección por WNV tal y como ha sido previamente demostrado en otras especies de aves silvestres en Europa.

Con respecto al BagV cabe reseñar que en Andalucía 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 CMAOT puso en marcha un dispositivo de emergencia sanitaria en fauna silvestre, en el marco del PVE, que permitió realizar exámenes postmortem en el CAD a 15 ejemplares de perdiz roja y a 4 de faisán común, procedentes de 18 cotos de caza. Los estudios histopatológicos revelaron miocarditis, encefalitis y neuritis compatible con infección vírica en la mayoría de las aves analizadas (**Fotos 2, 3 y 4**) Paralelamente, se confirmó la presencia de BagV en nueve de los 19 ejemplares analizados (CMA. 2011; Redondo y col. 2011; García-Bocanegra y cols., 2012). Los estudios epidemiológicos determinaron en el citado brote de la “Campiña de Cádiz” una morbilidad del 37% en perdices y de un 11% en faisanes y una mortalidad de 23% en perdices y 6% en faisanes.



**Foto 2.** Necropsia perdiz roja en CAD durante el brote BagV de 2010.



**Foto 3 y 4:** Meningoencefalitis perivascular y congestión meníngea detectada en aves infectadas por BagV observadas en el CAD durante el brote de dicho virus en 2010.

Otros autores durante el mismo brote de 2010 confirmaron que la enfermedad induce signos neurológicos en perdiz roja (*Alectoris rufa*) y faisán común (*Phasianus colchius*) y también en palomas (*Columba palumbus*). En perdiz roja experimentalmente infectado con BagV causó severa hemosiderosis en hígado y bazo. Este hallazgo fue ausente en faisanes y menos evidente en palomas. Estos hallazgos indican un tropismo de BagV por células endoteliales además de un severo proceso hemolítico en perdices. Por otro lado las lesiones en sistema nervioso central son comunes en las tres especies implicadas en el estudio (Gamino y cols., 2012).

En los años 2011 y 2012 se mantuvo el dispositivo de emergencia en la Campiña de Cádiz, sin que se produjeran mortantades significativas en las poblaciones de perdiz. En el año 2011 se analizaron 18 ejemplares de perdiz roja y 1 tórtola turca recogidas muertas en el campo, y en 2012 se han analizado 3 ejemplares de perdiz roja. En el **Anexo 3** se incluyen las principales conclusiones y recomendaciones derivadas de los resultados de dispositivo de emergencia en la Campiña de Cádiz y la detección del BagV.

### 6.2.2 ENFERMEDAD DE NEWCASTLE

De los 463 ejemplares analizados, ningún ejemplar resultó positivo a la detección del virus de Newcastle. Los resultados obtenidos en el PVE indican que la perdiz roja no juega un papel relevante en la epidemiología de la enfermedad de Newcastle en Andalucía.

Kaleta y Baldauf (1998) evidenciaron que la infección natural o experimental con el virus de Newcastle se ha descrito en 27 de 50 órdenes de aves, sugiriendo además que a pesar de no evidenciarse en todos los órdenes, todos podrían ser susceptibles de infección. La mayor susceptibilidad a la infección ha sido encontrada en Phasianiformes, Psittaciformes, Struthinioformes y Columbiformes.

En un estudio llevado a cabo en faisanes, se observó que las diferentes edades son altamente susceptibles a la infección por el virus de Newcastle (Higgins, 1982). Los signos clínicos observados en esta especie incluyen signos nerviosos (depresión, incoordinación, etc), entéricos (diarreas) y respiratorios (disnea) (Alexander y cols., 1997; Al-Hilly y cols., 1980; Jørgensen y cols., 1999). La mortalidad encontrada, en un brote en Dinamarca en faisanes de vida libre 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).

La susceptibilidad en aves cinegéticas ha sido estudiada mediante infección experimental. Geral y cols. (1976) comprobaron que la perdiz roja fue la especie más

resistente a la infección experimental en comparación con la perdiz griega y el faisán común.

En España no existen estudios de seroprevalencias ni en perdices ni en otras aves cinegéticas. Sin embargo en un estudio realizado en diferentes especies de aves rapaces (Höfle y col. 2002) se determinó una prevalencia del 17,1% (120/700) de paramixovirus tipo 1, observándose diferencias significativamente mayores en aves de cautividad en comparación con aves de vida libre.

---

### **6.2.3 INFLUENZA AVIAR**

De los 463 ejemplares analizados, ningún ejemplar resultó positivo a la detección del virus de la IA ni de alta ni de baja patogenicidad. Los resultados obtenidos en el PVE indican que la perdiz roja no juega un papel relevante en la epidemiología de la IA en Andalucía.

Estudios de infección experimental en perdices con virus de IAAP y de IABP demostraron por un lado, que la perdiz roja es altamente susceptible a la infección por virus IAAP, observándose signos de enfermedad grave, elevada mortalidad y elevada diseminación del virus por los distintos tejidos. Lo que sugiere que la perdiz roja constituye un elemento potencial de diseminación y expansión del virus en un brote de IAAP. En contraposición, el mismo estudio demostró que la perdiz roja no constituye un reservorio del virus de IABP debido a la ausencia de signos clínicos y lesiones histopatológicas observadas en los pájaros infectados (Bertran y col. 2011).

---

### **6.2.4 CAMPILOBACTERIOSIS**

De los 463 ejemplares analizados, ningún ejemplar resultó positivo a la detección de *Campylobacter spp.* Los resultados obtenidos en el PVE indican que la perdiz roja no juega un papel relevante en la epidemiología de la campilobacteriosis en Andalucía.

*Campylobacter spp.* ha sido aislado en el intestino de diferentes especies de aves silvestres, codornices, patos, faisanes e incluso avestruces (Luechtefeld y col. 1980;

Kapperud y Rosef, 1983; Yogasundram y cols., 1989; Stephens y cols., 1998; Wallace y cols., 1998; Waldeström y cols., 2002).

Las especies más predominantes de *Campylobacter* en las aves son *C. jejuni* y *C. coli*, siendo estas a su vez, las principales especies implicadas en toxiinfecciones alimentarias a nivel mundial (Lahuerta y cols., 2010). Diversos estudios muestran una gran diferencia en la distribución de serotipos aislados de aves silvestres, broilers y humanos, sugiriendo que la contribución de las aves silvestres como reservorios, aunque presente, podría ser poco relevante (Petersen y cols., 2001).

En un estudio realizado por la Universidad de Córdoba (Jurado, 2012) se determinó una prevalencia de *Campylobacter* en 181 aves silvestres del 5,5%, siendo *Campylocabter jejuni* la especie más frecuentemente aislada. Esta prevalencia fue significativamente inferior a la hallada en estudios anteriores en Europa. Así Waldenström y cols., (2002) detectaron un 21,6% de prevalencia en diferentes anátidas migratorias. Estos valores son igualmente inferiores al 60% hallado por Gargiulo y cols., (2011) o el 50% encontrado por Colles y cols., (2008) en gansos.

Algunos trabajos describen la presencia de *Campylobacter spp.* en granjas cinegéticas de perdiz pardilla (*Perdix perdix*) en Italia (Dipineto y cols., 2009). Sin embargo, los trabajos realizados en perdiz roja tanto de vida libre como de granja, son escasos. En España, existe un estudio comparativo de prevalencia de *Campylobacter spp.* en perdices silvestres, de granja y destinadas a suelta. Los resultados no determinaron diferencias significativas en las prevalencias entre los grupos de perdices, siendo la prevalencia total obtenida del 23% (100/444) (Díaz, 2012).

#### **6.2.5 SALMONELOSIS**

De los 463 ejemplares analizados, ningún ejemplar resultó positivo a la detección de *Salmonella spp.* Los resultados obtenidos en el PVE indican que la perdiz roja no juega un papel relevante en la epidemiología de la salmonelosis en Andalucía.

Aunque *S. enteritidis* es la especie más comúnmente aislada en pollos y humanos, también se ha aislado en rapaces de toda Europa, tanto diurna como nocturnas.

Diferentes serotipos han sido hallados en un amplio abanico de especies de aves, desde paseriformes (Refsum y cols., 2002; Gargiulo y cols., 2011), aves acuáticas y costeras (Glünder y cols, 1991) y rapaces silvestres (Molina-López y cols., 2011).

En España, en un estudio realizado por la Universidad de Córdoba en 2012 se determinaron prevalencias en aves silvestres de 2,7%. Siendo estos valores similares a los encontrados en rapaces de vida libre (4,19%) por Reche y cols., (2003).

*Salmonella spp.*, es uno de los patógenos más importantes en granjas de aves (Arsenault y col., 2007) representando un potencial de riesgo para las aves silvestres tras la suelta en el campo de aves de granja, de hecho los escasos brotes de Salmonelosis en poblaciones de perdiz roja de vida libre han sido relacionados con perdices procedentes de granjas cinegéticas destinadas a la sueltas en el campo al entrar éstas en contacto (Lucientes y cols., 1998).

Aunque los estudios de prevalencias en perdiz roja en España son escasos, cabe destacar la prevalencia observada recientemente de un 0,9% (5/544) en perdiz roja por Díaz, 2012 (**Tabla 2**).

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

Referencia	Zona de estudio	Especie ave	Prevalencia	
			<i>Salmonella</i>	<i>Campylobacter</i>
Jurado, (2012)	Andalucía	Aves silvestres	5,5%	2,7%
Reche y cols. (2003)	Centro de España	Rapaces libres y cautivas	4,2% en libres 7,36% en cautivas	-
Candela y cols. (2007)	Murcia	Gaviotas	Ausencia	-
Ramos y cols. (2010)	Costa noreste	Gaviotas	17%	10,4%
Molina-Lopez y cols. (2011)	Cataluña	Rapaces	10%	7%
Díaz (2012)	Castilla-La Mancha	Perdiz roja	0,9%	23%

## 7. CONCLUSIONES/ RECOMENDACIONES

1. Los resultados obtenidos en el PVE de la perdiz roja para campilobacteriosis, salmonelosis, enfermedad de Newcastle e Influenza aviar indican que esta especie no tiene un papel relevante en la epidemiología de estas enfermedades. A partir de estos resultados, se considera conveniente continuar con la monitorización dentro del PVE reduciendo la intensidad de muestreo durante los próximos años.

2. Según los resultados obtenidos dentro de las actuaciones de Emergencia Sanitarias en el marco del PVE cabe reseñar que la perdiz roja es susceptible de infección de flavivirus y en concreto de BagV habiéndose reportado datos de alta mortalidad en esta especie durante el brote producido en el área cinegética de la Campiña de Cádiz en 2010.
3. Con objeto de mejorar la técnica de muestreo para detectar *Salmonella* y *Campylobacter*, se propone tomar muestras de porción de intestino en lugar de torundas cloacales.
4. Con respecto al brote de BagV en la Campiña de Cádiz cabe destacar que la distribución temporal y espacial del brote en aves silvestres fue muy similar a la del brote de WNV registrado en caballos y humanos en la misma zona en 2010. Además, la estacionalidad observada durante dicho brote se corresponde con la época de detección de vectores en la zona (Ruiz y col., 2002). Estos estudios confirman a especies de culícidos (*Culex pipiens*, *Culex modestus*, *Culex mimeticus* y *Culex theileri*) en los que, si bien BagV no ha sido aun detectado, como importantes vectores implicados en la transmisión de otros flavivirus filogenéticamente relacionados. (**Anexo 3**).
5. Se proponen las siguientes recomendaciones generales preventivas y de gestión dirigidas a los cotos de caza con respecto a las enfermedades producidas por flavivirus:
  - a. Éstas se transmiten a través de diferentes especies de mosquitos culícidos, siendo las zonas de mayor riesgo las zonas de aguas estancadas. Se recomienda el control de puntos de agua, evitando el estancamiento y favoreciendo la renovación o circulación de forma regular.
  - b. La profilaxis se basa fundamentalmente en la utilización de medidas que minimicen el riesgo de exposición a posibles vectores en las zonas

de alto riesgo, tales como el uso de repelentes y/o medidas de desinsectación.

- c. Es conveniente no llevar a cabo de sueltas y/o repoblaciones para evitar la introducción de agentes patógenos.
6. En los próximos muestreos del PVE se mantendrán los estudios de las citadas enfermedades y se ampliará además con estudios parasitológicos a partir de heces en los cotos colaboradores en las mismas áreas cinegéticas.

## 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.
- Alexander, D.J., Banks, J., Collins, M.S., Manvell, R.J., Frost, K.M., Speidel, E.C., Aldous, E.W., 1999. Antigenic and genetic chacterisation of Newcastle disease viruses isolated from outbreaks in domestic fowl and turkeys in Great Britain during 1997. *Veterinary Record* 145, 417-421.
- Al-Hilly, J. N. A., Khalil, H.H, Zakoo, F.I., Hamid, A.A., 1980. An outbreak of Newcastle disease in a pheasant flock in Iraq. *Avian Pathology* 9, 583-585.
- 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* sp and *Capmpylobacter* sp 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 highly (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 jejuni* in Black-Headed Gulls (*Larus ridibundus*): Prevalence, Genotypes and influence on *C. Jeyuni* Epidemiology. *J. Clin. Microbiol* vol.4 no.12, 4594-4602.

Chastel C., Launay H., Rogues G., Beaucournu J.C. 1980. Arbovirus infections in Spain: serological survey on small mammals. *Bull Soc Pathol Exot Filiales*. 73:384–90.

- 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, D.S., Monath, T.P. Flaviviruses. In: Knij, D.M., Howley, P.M.; eds. *Fields Virology*, 4<sup>th</sup> edition. Philadelphia: Lippincott Williams and Wilkins, 2001:1043-1126.
- Calderón, J. 1983; La perdiz roja, *Alectoris rufa*. Aspectos morfológicos, taxonómicos y biológicos. Tesis Doctoral, Universidad Complutense de Madrid, España.
- Cleveland 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.
- Colles, F.M., Dingle, K.E., Cody, A.J., Maiden, M.C., (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.
- CMA, 2011. Informe sobre actuaciones de emergencia sanitaria en la Campiña de Cádiz. Programa de Vigilancia Sanitaria de la Fauna Silvestre. 35pp.
- Díaz, S. 2012. *Escheria coli*, *Salmonella spp* y *Campylobacter spp*. en fauna silvestre cinegética de Castilla-La Mancha: implicaciones sanitarias y de Salud Pública. Instituto de investigación en recursos cinegéticos SCIC-UCLM-JCCM. Ciudad Real. 222pp.
- Digoutte J.P., 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.

- 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.
- Gamino,V., Gutierrez-Guzman, A.V., Fernández de Mera, I., Ortiz, J.A., Durán-Martín, M., De la Fuente, J., Gortazar, C., Höfle, U. 2012. Natural Bagaza virus infection in game birds in southern Spain. *Veterinary Research* 43:65.
- Gargiulo A., Sensable M., Marzocco L., Fioretti A., Menna L.F, Dipineto L., (2011) *Campylobacter coli* and cytolethal distending toxin (CDT) genes in common teals (*Anas crecca*), *Veterinary Microbiology* 150,401-404.
- 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.
- Glünder G., Neuman U., Braune S., Prüter J., Petersen S., Vauk G. 1991. The occurrence of *Campylobacter* spp. and *Salmonella* spp. in gulls in northern Germany. *Dtsch Tierarztl Wochenschr*, Apr 98 (4):152-5.
- Gonzalez M.T, Filipe A.R. Antibodies to arboviruses in Northwestern Spain. 1977. *Am J Trop Med Hyg.* 26:792–7.
- 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.
- 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.

- Kaleta, E.F., Baldauf, C. 1988. Newcastle disease in free-living and pet birds. In: Alexander, D.J. (Ed.), Newcastle Disease. Kluwer Academic Publisher, Boston, pp.197-246.
- Kapperud, G., Rosef, O. 1983. Avian wildlife reservoir of *Campylobacter fetus* subsp. jejuni, Yersinia sp and *Salmonella* sp in Norway. Appl Environ Microbiol 45, 375-380.
- 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.
- 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.
- Lozano A, Filipe A.R. 1998. Anticuerpos frente a virus West Nile y otros virus transmitidos por artrópodos en la población del Delta del Ebro. Rev Esp Salud Publica. 72:245-50.
- Liu J, Xiao H, Lei F, Zhu Q, Qin K, Zhang XW; y col. (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.
- Luechtefeld, N.A.W., Blaser, M.J., Reller, L.B., Wang, W.L.L., 1980. Isolation of *Campylobacter fetus* subsp jejuni from migratory waterfowl. J Clin Microbiol 12, 406-408.

- Molina-López R. A., Valverdú N., Martín M., Mateu E., Obon E., Cerà-Cuèllar M., Darwich L. (2011) Wild raptors as carriers of antimicrobial-resistant Salmonella y Campylobacter strains. Veterinary Record 168 ,565b.
- OIE. West Nile Fever, Spain [consultado 8/11/2010]. Immediate notification, 10/09/2010: World Organisation for Animal Health; 2010. Disponible en: <http://web.oie.int/wahis/public.php?page=home>.
- 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/>.
- Petersen L., Nielsen E. M., Engberg J., In S.L.W., y Dietz H.H., 2001. Comparison of genotypes and serotypes of Campylobacter jejuni isolated from Danish wild mammals and birds and from broilers flocks and humans. Applied and Environmental Microbiology.67: 3115-3121.
- 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., Alvarez 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.
- 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.
- Refsum, T., K. Handeland, D.L. Baggesen, G., Holstad, and . Kapperud G., 2002. Salmonellae in avian wildlife in Norway from 1969 to 2000. Applied and Environmental Microbiology. 68: 5595-5599.
- Reiter, P. West Nile virus in Europe: understanding the present to gauge the future. Euro Surveill. 2010;15:19508.

- Ruiz,S., Cáceres,F.2004. Bases técnicas para el control de mosquitos culícidos en los arrozales de la Comarca de la Janda, Cádiz (SW España). Bol. San. Veg. Plagas, 30:753-762.
- Sabirovic M., Wilesmith J., Hall S., Coulson N., Landeg F. Situation analysis-outbreaks of HPAI H5N1 virus in Europe during 2005/2006-an overview and commentary (version 1).
- Sharp MW y Laing PW, 1993; Salmonella pullorum infection and pheasants. Vet. Rec. Oct 30; 133 (18):460.
- Smithburn, K.C, Hughes, T.P., Burke, A.W, Paul, J.H. 1940. A neurotropic virus isolated from the blood of a native of Uganda. Am J Trop Med Hyg. ; 20: 471–92.
- 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.
- Stephens, C.P., On, S.L.W., Gibson, J.A., 1998. An outbreak of infectious hepatitis in Commercially reared ostriches associated with *Campylobacter coli* and *Campylobacter jejuni*. Vet Microbiol 61, 183-190.
- 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.
- 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.
- Waldestrom, 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. Appl Environ Microbiol 68, 5911-5917.

Wallace, J.S., Stanley, K.N., Jones, K., 1998, The colonization of turkeys by thermophilic campylobacters. J Appl Microbiol 85, 224-230.

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.

Yogasundram, K., Shane, S.M., Harrington, K.S., 1989. Prevalence of *Campylobacter jejuni* in selected domestic and wild birds in Louisiana. Avian Dis 33, 664-667.

**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

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

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

**Anexo 3. Conclusiones y recomendaciones de las actuaciones de  
emergencia sanitaria en la Campiña de Cádiz (Extraído del informe  
EXP\_CMA\_PVE\_ES\_01\_2010)**

## 6. CONCLUSIONES

1. De los 18 cotos sospechosos incluidos en el estudio, tan solo en 13 fue posible obtener al menos un ejemplar para realizar análisis laboratoriales. El diagnóstico laboratorial confirmó la presencia de virus BagV en 7 acotados.

2. Las lesiones neurológicas y los signos nerviosos observados son compatibles con una infección vírica, siendo similares a los detectados en otras infecciones por flavivirus como ITV o WNV (Guy y Malkinson 2008). Se han descartado otras causas (otro virus o tóxicos) que pueden provocar sintomatología nerviosa similar a la observada en las aves enfermas.

3. Los estudios virológicos confirmaron la presencia de BagV en la mayoría de animales analizados con sintomatología clínica nerviosa (74%.; 9/13) Este BagV presentó una homología filogenética del 94,1% y del 92,8% con otros BagV previamente aislados en la República Centro Africana e India, respectivamente (IMED, 2011).

4. La distribución temporal y espacial del brote de BagV en aves silvestres fue muy similar a la del brote de WNV registrado en caballos y humanos durante el pasado año 2010 (García-Bocanegra et al., 2011) (Anexo 8.3).

5. El WNV ha sido detectado en dos de los ejemplares analizados (10,5%) demostrándose la circulación de este flavivirus en la zona afectada durante el mismo periodo de aparición de casos de BagV.

6. La estacionalidad observada durante el brote se corresponde con la época de detección de vectores en la zona (S.Ruiz, et al, 2002). Estos estudios confirman especies de culícidos (*Culex spp* y *Aedes spp*) en los que, si bien BagV no ha sido aún detectado, son importantes vectores implicados en la transmisión de otros flavivirus filogenéticamente relacionados (WNV o ITV).

## RECOMENDACIONES

La existencia de factores ecológicos favorables para el mantenimiento del BagV en la zona afectada tales como la presencia de vectores, las zonas de humedales o las elevadas densidades de aves susceptibles, sugieren un riesgo de presentación de nuevos casos durante el presente año 2011. Por tanto, se hace necesario monitorizar la población realizando:

- Vigilancia pasiva: mediante análisis serológicos y virológicos de animales enfermos o encontrados muertos en el campo.

- Vigilancia activa: mediante análisis serológicos y virológicos de ejemplares clínicamente sanos abatidos durante el periodo hábil de caza.
- Estudios entomológicos que permitan identificar las especies de vectores asociados a la circulación del BagV.

El descenso de las densidades poblacionales de perdices en la campiña de Cádiz desde el año 2007 a 2010 podría estar asociado a diversos factores como: depredación, enfermedad, actividad cinegética o pérdida de nidos por la actividad agrícolas. Sin embargo, este descenso contrasta con el aumento de las capturas anuales en el mismo periodo, lo que implica que la gestión cinegética en esta área ha cambiado sustancialmente en los últimos años. Se recomienda continuar e intensificar los estudios de censos y recogida de datos de capturas anuales durante las próximas temporadas de caza, así como, vigilar y controlar las posibles repoblaciones y sueltas que se realicen en la zona.

Se proponen las siguientes recomendaciones generales preventivas y de gestión dirigidas a los cotos de caza:

1. Con respecto a las enfermedades producidas por flavivirus, éstas se transmiten a través de diferentes especies de mosquitos culícidos, siendo las zonas de mayor riesgo las zonas de aguas estancadas. Se recomienda el control de puntos de agua, evitando el estancamiento y favoreciendo la renovación o circulación de forma regular.

2. La profilaxis se basa fundamentalmente en la utilización de medidas que minimicen el riesgo de exposición a posibles vectores en las zonas de alto riesgo, tales como el uso de repelentes y/o medidas de desinsectación.

3. Es conveniente no llevar a cabo de sueltas y/o repoblaciones para evitar la introducción de agentes patógenos.

Para adoptar nuevas medidas de gestión y llevar a cabo el desarrollo de la vigilancia epidemiológica en el medio natural se hace necesario fomentar la comunicación y coordinación eficaz entre la Administración, Federación Andaluza de Caza, sociedades de cazadores y grupos de investigadores implicados.



### **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.

CMA: Consejería de Medio Ambiente.

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 Agraria. Consejería de Agricultura, Pesca y Desarrollo Rural.

OIE: Oficina Internacional de Epizootias.

PCR: Polymerase Chain Reaction.

PVE: Programa de Vigilancia Epidemiológica.

RASVE: Red Alerta Sanitaria Veterinaria.

WNV: West Nile Virus.