UNIVERSIDAD DE MURCIA

FACULTAD DE VETERINARIA

IMPLICACIÓN EPIDEMIOLÓGICA DE CARNÍVOROS SILVESTRES DE AMBIENTES ATLÁNTICOS EN EL MANTENIMIENTO Y DISPERSIÓN DE *Escherichia coli*, *Trichinella* spp. Y ECTOPARÁSITOS

Eduardo Alfonso Díaz Alcázar

2015

UNIVERSIDAD DE MURCIA

Facultad de Veterinaria

IMPLICACIÓN EPIDEMIOLÓGICA DE CARNÍVOROS SILVESTRES DE AMBIENTES ATLÁNTICOS EN EL MANTENIMIENTO Y DISPERSIÓN DE *Escherichia coli*, *Trichinella* spp. Y ECTOPARÁSITOS

Eduardo Alfonso Díaz Alcázar

2015

AGRADECIMIENTOS

A mi director, Carlos Martínez-Carrasco Pleite, por su honestidad, paciencia y amistad, cualidades sin las que esta empresa no hubiera llegado a término.

A mis directoras, Ana Mª López Beceiro y Azucena Mora Gutiérrez, por su tiempo y experiencia.

Al resto de personas que, de alguna manera u otra, han colaborado en este trabajo.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN 7
2. OBJETIVOS 11
3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA 13
3.1. Los carnívoros silvestres en el norte de la Península Ibérica 14
3.1.1. El lobo ibérico (*Canis lupus signatus*) 14
3.1.2. El zorro rojo (*Vulpes vulpes*) 16
3.1.3. Aspectos biológicos de los carnívoros con implicaciones en la epidemiología de los agentes infectocontagiosos 17
3.2. Agentes infectocontagiosos en los carnívoros silvestres 21
3.2.1. Interacción entre las especies silvestres y domésticas 21
3.2.2. El papel de los carnívoros como reservorio de agentes zoonósicos 22
3.2.3. *Escherichia coli* 26
3.2.3.1. *Escherichia coli* verotoxigénicos 28
3.2.4. *Trichinella* spp 33
3.2.5. Ectoparásitos vectores 41
3.2.5.1. Garrapatas 43
3.2.5.2. Pulgas 49
3.3. Cambios en la epidemiología de agentes infectocontagiosos asociados a carnívoros alóctonos 53
4. MATERIAL Y MÉTODOS 56
4.1. Aislamiento y caracterización de cepas ECVT en zorros 57
4.1.1. Área de estudio 57
4.1.2. Animales muestreados 58
4.1.3. Toma de muestras, cultivo, aislamiento y detección de cepas STEC 59
4.1.4. Tipificación de antígenos O y H 61
4.1.5. Clasificación de los seropatotipos 61
4.1.6. Análisis filogenético 61
4.1.7. Clasificación de los subtipos Toxina Shiga 61
4.1.8. Tipificado de la Intimina 62
4.1.9. Electroforesis en gel de campo pulsado (PFGE) 62
4.1.10. Análisis estadístico 62
4.2. *Trichinella* spp 62
4.2.1. Área de estudio 62
4.2.2. Animales muestreados 63

4.2.3. Toma de muestras 65
4.3. Ectoparásitos vectores en carnívoros autóctonos 67
4.3.1. Área de estudio 67
4.3.2. Animales muestreados 68
4.3.3. Recolección de ectoparásitos 68
4.4. Ectoparásitos vectores en carnívoros alóctonos 71
4.4.1. Área de estudio 71
4.4.2. Animales muestreados 74
4.4.3. Recolección de ectoparásitos 75
4.4.4. Análisis genético de los gatos muestreados 76
5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN 78
5.1. *Escherichia coli* 79
5.2. *Trichinella* spp 85
5.3. Ectoparásitos vectores en carnívoros autóctonos: el zorro en el noroeste peninsular 94
5.4. Ectoparásitos vectores en carnívoros alóctonos: el gato en la Isla de Corvo 110
6. CONCLUSIONES 126
7. RESUMEN 129
8. SUMMARY 132
9. ANEXOS 135
10. BIBLIOGRAFÍA 138

1. INTRODUCCIÓN

La fauna silvestre es uno de los componentes bióticos que forman parte del medio ambiente que nos rodea pero, al mismo tiempo, es portadora de agentes infecciosos y parasitarios de gran interés, tanto por su acción directa sobre el estado sanitario de las mismas poblaciones silvestres, como por su efecto indirecto sobre la salud del ser humano y de los animales domésticos, de producción y compañía (Daszak *et al*. 2000, Gerrikagoitia 2010).

El ritmo vertiginoso al que el ser humano está transformando su entorno en las últimas décadas conlleva graves consecuencias epidemiológicas, siendo varios los autores que afirman que el incremento actual de los brotes de enfermedades emergentes y reemergentes son el resultado de una serie de factores antropogénicos (Daszak *et al*. 2000, Slingenbergh *et al*. 2004, Macpherson 2005, De Meneghi 2006, Chomel *et al*. 2007, Gortázar *et al.* 2007, Jones *et al.* 2008).

Así por ejemplo, el crecimiento exponencial de la población humana y la cada vez mayor necesidad de recursos (Tilman *et al*. 2001) han *provocado* su expansión hacia ecosistemas naturales (Sutherst 2004), incrementado el contacto entre los seres humanos y la fauna silvestre, y con ello el número de casos de zoonosis (Chomel et al. 2007). En general, el cambio del uso del suelo aumenta el área de ecotonos, zonas de transición entre dos sistemas ecológicos adyacentes, ofreciendo nuevas oportunidades de transmisión de agentes infectocontagiosos entre asentamientos humanos, terrenos agropecuarios y hábitats naturales (Despommier *et al*. 2006). De esta manera, se incrementa la propagación de patógenos interespecíficos entre los seres humanos, los animales domésticos y la fauna silvestre, poniendo en peligro no solo la salud de las distintas especies implicadas, sino también la viabilidad de algunas especies que, de esta manera, pueden llegar a extinguirse (Pedersen y Feten 2007, Pedersen *et al*. 2007).

Esta interacción se ha visto especialmente favorecida en el caso de las especies de animales silvestres generalistas, capaces de aprovechar nuevos recursos, aumentando su distribución y densidades en entornos humanizados (Gibb y Hochuli 2002, Devictor *et al*. 2006, Chevin *et al*. 2010, Clavel *et al*. 2011, Le Viol *et al*. 2012, Lowry *et al*. 2013, Gallagher *et al*. 2014). Concretamente, algunas especies del orden Carnivora se han visto beneficiadas por esta situación, siendo de particular interés desde el punto de vista epidemiológico, ya que su posición en la cadena trófica los convierte en bio-acumuladores de patógenos, y sus mayores áreas de campeo y longevidad les otorga una mayor capacidad de dispersión de los agentes (Pozio 2000, Cleaveland *et al*. 2006). En definitiva, el incremento en las densidades de carnívoros silvestres generalistas y la expansión de los asentamientos humanos en hábitat naturales ha favorecido el contacto entre dichos carnívoros y el hombre y, en consecuencia, el riesgo de transmisión de agentes zoonósicos entre ellos (Treves y Karanth 2003).

Dentro de este contexto son tres las razones que nos han llevado a la realización de este trabajo:

I. La constatación científica de que la fauna silvestre juega un papel cada vez más importante como reservorio y transmisor de agentes infectocontagiosos. Concretamente, especies generalistas adaptadas a los entornos transformados por el ser humano están interaccionando con mayor asiduidad con el hombre y los animales domésticos, lo que favorece el intercambio de agentes infectocontagiosos. En este sentido, los carnívoros silvestres juegan un papel fundamental en este proceso, ya que van a ser capaces de albergar y transmitir un mayor número de patógenos que el resto de grupos taxonómicos.

Por lo tanto, resulta fundamental el estudio de las poblaciones de carnívoros silvestres, sobre todo de aquellas especies que han adquirido una mayor adaptación a la actividad humana, con objeto de conocer la epidemiología de los agentes patógenos que albergan, y con ello ser capaces de elaborar programas de prevención y control frente a potenciales brootes infectocontagiosos.

II. La necesidad de conocer qué agentes infecciosos y parasitarios tienen mayor capacidad para anidar en diferentes especies y, por tanto, mayor capacidad de transmisión entre la fauna silvestre, los animales de domésticos y el ser humano. Son estos los que mayor impacto pueden tener sobre la salud humana, la economía o la conservación y, por ende, son los que deben ser estudiados prioritariamente.

III. Las introducciones biológicas, tanto de especies hospedadoras como de los agentes infectocontagiosos que portan, son procesos complejos que involucran a varias especies, las autóctonas y las alóctonas, que pueden comenzar a interaccionar desde el mismo momento de la introducción. Es por ello que, tanto el proceso de introducción como el de control en nuevos entornos, requieren de estudios previos para evitar mayores efectos indeseables a largo plazo.

En la bibliografía existen numerosos ejemplos de cómo la introducción de nuevas especies animales y de los agentes infectocontagiosos asociados puede tener graves consecuencias en el nuevo ecosistema que ocupan, muchas de ellas imprevisibles.

2. OBJETIVOS

Los objetivos que se han planteado en el presente estudio son los siguientes:

- Investigar la presencia de cepas de *Escherichia coli* verotoxigénicas en la microbiota intestinal del zorro del noroeste de la Península Ibérica, con objeto de analizar su papel epidemiológico en el mantenimiento y transmisión a los animales de producción que comparten un mismo hábitat, así como conocer el potencial zoonósico de las cepas aisladas de estos animales silvestres.
- Determinar la prevalencia de *Trichinella* spp. en lobos y zorros de Galicia, valorando el papel epidemiológico de estos cánidos silvestres en el anidamiento y dispersión de dicho agente infectocontagioso en el noroeste de la Península Ibérica.
- Conocer las especies de ectoparásitos presentes en zorros de Galicia y, en consecuencia, las implicaciones epidemiológicas que supone la presencia de este hospedador en áreas del noroeste de la Península Ibérica.
- Definir los ectoparásitos del gato doméstico asilvestrado introducido en un ambiente insular de clima atlántico (Isla de Corvo, Azores) en ausencia de otras especies de carnívoros autóctonos silvestres.

3. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1. Los cánidos silvestres en el noroeste de la Península Ibérica

3.1.1. El lobo ibérico (*Canis lupus signatus*)

El lobo (*Canis lupus*) era el mamífero terrestre con mayor área de distribución en tiempos históricos recientes. Ocupaba todo el Hemisferio Norte, incluyendo América del Norte, Eurasia y Japón. A finales del siglo XVII todavía estaba presente en todos los países europeos, con la excepción de Gran Bretaña e Irlanda, pero durante el siglo XIX, y especialmente en los años posteriores a la Segunda Guerra Mundial, los lobos fueron exterminados de todos los países del centro y norte de Europa (Boitani 2000). En 1982, y hasta 1994, la especie fue incluida en la lista de animales en peligro de extinción de la Unión Interncional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN) (Mech y Boitani 2010).

A partir de la Directiva del Consejo 92/43/CEE (Convención de Berna sobre la Conservación de Recursos Naturales y Flora y Fauna Silvestre de la Unión Europea), los lobos están protegidos en la mayoría de los países europeos (Boitani 2000). Junto a esta política de protección, otra serie de factores antropogénicos han contribuido a su recuperación, entre los cuales destacan la disminución de la presión de las actividades humanas sobre los paisajes montañosos vinculados a una disminución de la densidad de población humana, el abandono de tierras de cultivo, la reforestación, y el aumento de las especies presa, ungulados principalmente (Boitani 2003, Falcucci 2007, Falcucci *et al*. 2007). La tendencia estable de sus poblaciones a nivel global, hacen que no cumpla ninguno de los criterios para las categorías de especie amenaza, por lo que en 1996 la IUCN redujo el estado de riesgo del lobo, pasando a ser de preocupación menor (LC) (Mech y Boitani 2010).

Hoy en día, en Europa Occidental, el lobo se distribuye por todos los países salvo en Bélgica, Países Bajos, Luxemburgo, Dinamarca, Hungría y los estados insulares (Irlanda, Islandia, Reino Unido, Chipre y Malta) (Figura 1).

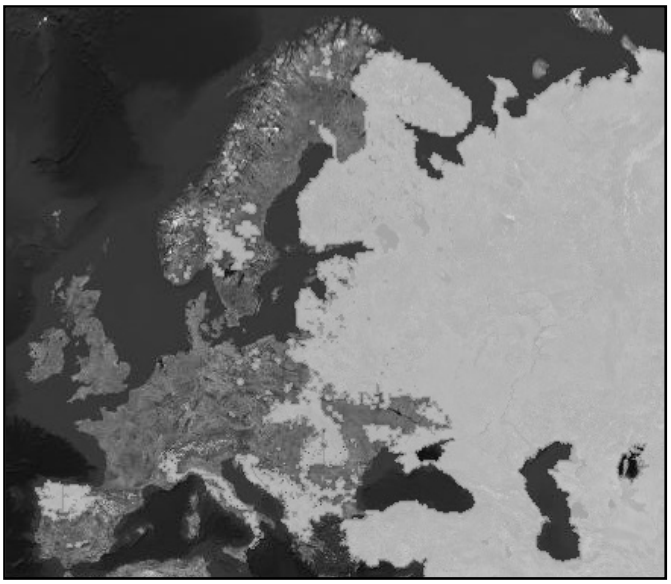

Figura 1. Distribución actual del lobo en Europa. Fuente: The IUCN red list of threatened species 2015 (http://maps.iucnredlist.org/map.html?id=3746).

Desde 2005, la mayoría de las poblaciones han aumentado o se han mantenido estables, de manera que actualmente se estima que el número total de lobos en Europa Occidental es de unos 10.000 individuos, 2.500 de los cuales se localizan en el noroeste de la Península Ibérica, lo que convierte a la población de lobo ibérico (*Canis lupus signatus*) en la principal del oeste de Europa (Kaczensky *et al*. 2012).

Concretamente, en España podemos encontrar dos poblaciones establecidas (Segovia *et al*. 2001), una principal que se extiende de forma continua por el cuadrante noroccidental en unos 120.000 km²(Llaneza y Blanco 2002), y una población pequeña, aislada y en peligro de extinción, localizada al sur, en Sierra Morena (Blanco *et al*. 2007). La población española se completa con la población portuguesa, que se extiende por unos 18.000 km²en el noreste de Portugal (Barroso 2003).

Al sur del Duero el lobo está protegido por la Directiva Hábitat de la CE 92/43, siendo considerada de interés comunitario bajo protección estricta (Anexo IV), aunque se conceden permisos para el control de animales que causen daños a la ganadería, excepto en Andalucía, donde no está permitido su control. Al norte es cosiderada especie cinegética (Anexo V), siendo las cuotas de caza establecidas anualmente por las correspondientes comunidades autónomas (Salvatori y Linnell 2005).

3.1.2. El zorro rojo (*Vulpes vulpes*)

El zorro está considerado en la actualidad como la especie de mamífero terrestre más ampliamente distribuida en el mundo (Macdonald y Reynolds 2004, Letková *et al*. 2006). De distribución holártica, se encuentra en grandes áreas del Paleártico, desde el noroeste de África hasta China y Japón, la Península de Arabia y el subcontinente indio; en el Neártico, se encuentra en toda América del Norte excepto en el Ártico (Macdonald y Sillero-Zubiri 2004, Sillero-Zubiri *et al*. 2004). En Europa, se distribuye por todo el continente, excepto en las islas de Creta, Malta, Elba, Lipari, Baleares, Shetland, Feroe, Hébridas, Orkney e Islandia (López-Martín 2010), estando catalogado por la UICN como preocupación menor (LC) (Macdonald y Reynolds 2010) (Figura 2).

Figura 2. Distribución actual del zorro rojo en Europa. Fuente: The IUCN red list of threatened species 2015 (http://maps.iucnredlist.org/map.html?id=23062).

Hoy en día, se ha establecido y extendido con éxito en Australia y varias islas del Pacífico, tras su introducción en la década de 1870 para el control de las poblaciones de conejo (*Oryctolagus cuniculi*) (López-Martín 2010, Saunders *et al.* 2010).

En España, es el carnívoro silvestre más abundante (Barbosa *et al*. 2005), y salvo en las Islas Baleares y Canarias, ocupa todo el territorio peninsular (Meia y Masó 2004, Yom Tov *et al*. 2007). Concretamente, Galicia es una de las zonas con mayor densidad de zorro de la Península Ibérica y de Europa (Díaz 2009, Fidalgo *et al*. 2009).

3.1.3. Aspectos biológicos de los carnívoros con implicaciones en la epidemiología de los agentes infectocontagiosos

Los carnívoros constituyen un orden heterogéneo formado por algo más de 200 especies agrupadas en ocho familias, que se extienden por todos los continentes a excepción de la Antártida. Los carnívoros terrestres son mamíferos adaptados a una dieta a base de carne, si bien algunas especies son omnívoras. Por otra parte, la gran diversidad de tamaños y de adaptaciones hace que su espectro de alimentos incluya vegetales e invertebrados (Rodríguez 2002). Es esta plasticidad trófica la que ha permitido que los carnívoros generalistas sean capaces de aprovechar los recursos de áreas boscosas y zonas abiertas, pero también las fuentes de alimentos situadas en zonas urbanas y rurales (Zuberogoitia *et al.* 2001).

El incremento de paisajes naturales fragmentados por la agricultura, la ganadería o la urbanización aumenta la capacidad de carga de especies silvestres en los territorios, como consecuencia de una mayor disponibilidad y variedad de recursos tróficos menos propensos a las variaciones estacionales (Gehring y Swihart 2003, Baker y Harris 2006, Bradley y Altizer 2007, Dotta y Verdade 2007, Pita *et al*. 2009, Reperant *et al*. 2009, Verdade *et al*. 2010). Esta abundancia de recursos favorece el aumento de las

densidades de los carnívoros generalistas (Fedriani *et al*. 2001), llegando incluso a alcanzar densidades más altas que en ecosistemas no modificados (McKinney 2002, Bradley y Altizer 2007, Yom-Tov *et al*. 2007). Mientras, carnívoros especialistas con más limitaciones en cuanto al uso de recursos, sufren las consecuencias de la escasez de estos (Rodríguez-Refojos y Zuberogoitia 2011). Esto ha provocado la extinción de algunas especies, mientras que otras han aumentado su distribución y densidad (Gortázar *et al*. 2000, Lanfranchi *et al*. 2003, Bengis *et al*. 2004). De hecho, en toda Europa hay ejemplos de carnívoros a los que la fragmentación del territorio ha conducido a la extinción local de sus poblaciones y pone en serio peligro su supervivencia a largo plazo; es el caso del oso pardo (*Ursus arctos*) (Swenson 2000), la nutria (*Lutra lutra*) (Barbosa *et al*. 2001), el visón europeo (*Mustela lutreola*) (Lodé 2002), el lince ibérico (*Lynx pardinus)* (Rodríguez y Delibes 2002), el lince eurasiático (*Lynx lynx*) (Kramer *et al*. 2005) o el gato montés (*Felis silvestris*) (Lozano *et al*. 2007); por el contrario, las especies generalistas, capaces de adaptarse al entorno, han incrementado sus poblaciones, como es el caso del lobo (Mech y Boitani 2003) o del zorro rojo (Goldyn *et al*. 2003, Deplazes *et al*. 2004, Hegglin *et al*. 2007).

Este aumento en la densidad y distribución de especies generalistas de carnívoros, en detrimento de las especialistas, tiene consecuencias desde el punto de vista epidemiológico. Según diversos estudios, el descenso en la biodiversidad a nivel mundial está contribuyendo al incremento de enfermedades zoonósicas en la población humana (McKinney 2006, Smith *et al*. 2008, Vora 2008, Pongsiri *et al*. 2009, Soler-Tovar *et al*. 2013). Una explicación a este fenómeno es la que dan Chomel *et al*. (2007), y que denominan “efecto de dilución”; este modelo se basa en las observaciones epidemiológicas de algunas enfermedades transmitidas por vectores en los que la disponibilidad de una gran diversidad de hospedadores reduce el riesgo de enfermedad

debido a un efecto de dilución. Por ejemplo, en el caso de los parásitos vectores de agentes infectocontagiosos que se alimentan de una gama más amplia de hospedadores, se observa una disminución de la tasa de contacto entre el hospedador principal y el vector, y esto se traduce en una menor prevalencia de los agentes patógenos en los propios vectores. Por el contrario, en las comunidades de baja diversidad de hospedadores, los vectores se alimentan con mayor frecuencia en los reservorios principales, lo que conduce a una mayor prevalencia de patógenos en dichos vectores; esto se ha podido comprobar en el caso de la enfermedad de Lyme (Ostfeld y Keesing 2000) o del virus del Nilo Occidental (Swaddle y Calos 2008). Otra explicación de por qué la reducción de la biodiversidad está provocando un incremento de las enfermedades zoonósicas es la que aportan Dunn *et al*. (2009), según la cual la extinción de posibles hospedadores puede incrementar las prevalencias de agentes infectocontagiosos generalistas, con las consiguientes consecuencias para la salud humana, ya que muchos de estos patógenos son zoonósicos. Pero esta pérdida de patógenos especialistas a favor de los generalistas no solo va a tener consecuencias para la salud humana, sino también para la conservación de especies amenazadas. Así, por ejemplo, se especula que la pérdida de los parásitos especializados puede provocar una predisposición de sus propios hospedadores a sufrir parasitaciones por parte de agentes competidores que son generalistas; de hecho, la mayoría de los casos documentados en los que las enfermedades han causado una mortalidad significativa en las especies amenazadas, son atribuibles a patógenos generalistas (Dobson y Foufopoulos 2001, Gog *et al*. 2002, De-Castro y Bolker 2005), lo que a su vez provoca una mayor pérdida de biodiversidad y, en consecuencia, un efecto de retroaimentación. Por lo tanto, la pérdida de biodiversidad podría aumentar la transmisión de patógenos entre los seres humanos y

otros animales, mientras que la preservación de los ecosistemas y su biodiversidad endémica, en general, reduciría la prevalencia de estos (Keesing *et al*. 2010).

Por otro lado, el orden Carnivora en sí, va a tener un papel relevante en la epidemiología de los agentes infectocontagiosos. Su posición en lo alto de la cadena trófica, convierte a los carnívoros en "bioacumuladores naturales" de patógenos (Pozio 2000, Cleaveland *et al*. 2006). Varios estudios afirman que algunos agentes infecciosos y parasitarios pueden reflejar los hábitos predadores de sus hospedadores (Horak *et al*. 2004, Mohammad 2008, Vilcins *et al*. 2008), de manera que, en base a la gran variedad de presas potenciales que pueden formar parte de la dieta de los carnívoros, es comprensible que estos últimos sean susceptibles a una amplia gama de estos patógenos (Meredith 2012). Además, en comparación con otros mamíferos, los carnívoros tienen áreas de distribución mayores, pueden desplazarse grandes distancias en períodos de tiempo relativamente cortos y suelen tener una vida media más larga, lo que aumenta el riesgo de contraer y/o transmitir patógenos como consecuencia de su actividad trófica (Pozio 2000, Rosatte 2002, Pozio 2005, Wimsatt y Biggins 2009).

En definitiva, ya desde los años 70 del siglo XX se sabía que los carnívoros podían ser buenos indicadores de la circulación en el medio silvestre de algunos agentes infectocontagiosos que afectan al ser humano y a los animales domésticos (Reilly *et al*. 1970), pero han sido los resultados aportados por estudios recientes los que han centrado el foco de atención en la fauna silvestre en general (Daszak *et al*. 2000, Cleaveland *et al*. 2001, Deplazes *et al*. 2001, Bengis *et al*. 2004, Brown 2004, Kruse *et al*. 2004, De Meneghi 2006, Chomel *et al*. 2007, Jones *et al*. 2008, Tomley y Shirley 2009, Thompson *et al*. 2009, Cutler *et al*. 2010, Jones *et al*. 2011) y en los carnívoros en particular (Salkeld y Stapp 2006, Guillot y Bouree 2007, Thiry *et al*. 2007, Cerbo *et al*.

2008, Millán *et al*. 2009, Miterpáková *et al*. 2009, Reperant *et al*. 2009, Jenkins*et al*. 2011, Okulewicz *et al*. 2012, Sato *et al*. 2012).

3.2. Agentes infectocontagiosos en los carnívoros silvestres

3.2.1. Interacción entre las especies silvestres y domésticas

Los carnívoros y artiodáctilos son los grupos más estrechamente relacionados con los animales domésticos (Smith *et al*. 2008), y dado que los patógenos son más propensos a ser compartidos entre hospedadores estrechamente relacionados, esto convierte a los animales domésticos en portadores y diseminadores de patógenos que posteriormente pueden pasar más fácilmente al hombre (Davies y Pedersen 2008). Por ello, el incremento en las densidades de carnívoros silvestres generalistas y la expansión de los asentamientos humanos en hábitats naturales ha favorecido el contacto entre dichos carnívoros y el hombre y, en consecuencia, el riesgo de transmisión entre ellos de agentes zoonósicos (Treves y Karanth 2003).

Concretamente, los lobos pueden sobrevivir en cualquier lugar donde haya algo que comer, desde grandes presas salvajes hasta basura, adaptándose incluso a vivir cerca de las poblaciones humanas a expensas de los recursos que originan (Boitani 2000), lo que unido a la recuperación de las poblaciones de lobo está incrementando la dispersión de la especie en las últimas décadas, incluyendo zonas cercanas a grandes ciudades (Bisi *et al*. 2007). Por otro lado, el zorro, carnívoro generalista, oportunista en su comportamiento, consume aquellos recursos más abundantes o más fáciles de obtener, lo que le permite adaptarse a una gran variedad de hábitats (McDonnald y Reynold 2005, Webbon *et al*. 2006, Dell'Arte *et al*. 2007, Kidawa y Kowalczyk 2011, Díaz *et al*. 2013). Esto ha provocado un aumento de las poblaciones de zorros a nivel mundial en las últimas décadas, en particular en las zonas urbanas y periurbanas de toda Europa (Chautan *et al*. 2000, Gloor *et al*. 2001, Deplazes *et al*. 2004, Letková *et al*. 2006).

Esta invasión de las zonas urbanas y periurbanas, así como las altas densidades que pueden llegar a alcanzar en estos entornos, hace que las especies de carnívoros antes citadas adquieran nuevos roles epidemiológicos, con una doble consecuencia desde el punto de vista sanitario. En primer lugar, se incrementan las posibilidades de contacto entre los carnívoros generalistas, los animales domésticos y el ser humano, lo cual aumenta el riesgo de transmisión interespecífica de patógenos (Hofer *et al*. 2000, Sréter *et al*. 2003b, Hegglin *et al*. 2004, Letková *et al*. 2006). Pero, al mismo tiempo, las mayores densidades incrementan el contacto entre estos carnívoros y, por lo tanto, la posibilidad de transmisión intraespecífica de patógenos (Letková *et al*. 2006, Bradley y Altizer 2007), lo que a su vez podría incrementar la transmisión interespecífica por efecto de retroalimentación.

En definitiva, la expansión de especies generalistas puede generar problemas sanitarios, ya que en las zonas donde existe un estrecho contacto entre la fauna, los animales domésticos y los seres humanos, es más probable que ocurra la transmisión de patógenos entre dichos colectivos, convirtiendo tanto a lobos (Guerra *et al*. 2013) como a zorros (Letková *et al*. 2006, Miterpáková *et al*. 2009) en un eslabón esencial en la transmisión de enfermedades, muchas de ellas zoonósicas, entre la fauna silvestre, los animales domésticos y el hombre.

3.2.2. El papel de los carnívoros silvestres como reservorio de agentes zoonósicos

Entre la gran variedad de agentes infectocontagiosos que los carnívoros silvestres pueden albergar, muchos de ellos pueden plantear riesgos para la salud de los animales domesticados y de los seres humanos (Harris y Dunn 2013). Concretamente, entre los patógenos zoonósicos transmitidos a las personas por los animales, los carnívoros han sido identificados como la fuente más probable de infección en humanos

(43% de los patógenos), seguidos de ungulados (39%) y roedores (22%); en el mismo estudio, se indica que más del 90% de los agentes infecciosos y parasitarios encontrados en carnívoros tenían capacidad para infectar a más de una especie, y más de la mitad de las 125 enfermedades zoonósicas emergentes detectadas (51,2%) estaban asociadas a carnívoros (Cleaveland *et al*. 2001).

Son varios los autores que mencionan el riesgo zoonósico asociado a las poblaciones de lobos. Así, por ejemplo, Segovia *et al*. (2001) indican que la mayoría de las especies de helmintos que parasitan al lobo son patógenos comunes a otras especies de animales domésticos y a los seres humanos. Por ello, los lobos pueden participar en la epidemiología de determinadas zoonosis, actuando como importantes reservorios de parásitos que podrían sobrevivir en ciclos selváticos, independientemente de los ciclos domésticos. Estos y otros autores (Bagrade *et al*. 2009) citan, por ejemplo, que *Trichinella* spp. puede alcanzar prevalencias del 70% en lobos, llegando incluso al 97,5% en algunas zonas de Rusia (Pozio *et al*. 2009). Kloch *et al*. (2005), hablan de los ciclos de vida de otras especies de helmintos, nematodos como *Toxocara canis* o cestodos como *Echinococcus* spp., en los que el ser humano puede actuar como hospedador con el consiguiente riesgo para su salud. Por ejemplo, las larvas de *T. canis* pueden causar daños severos durante su migración o enquistarse en la médula espinal, el cerebro o los ojos; o los quistes de *Echinococcus* spp. pueden causar daños graves en del hígado, el cerebro o los pulmones, llegando incluso a causar la muerte. Otros ejemplos lo constituyen *Cryptosporidium parvum* y *Giardia duodenalis*, protozoos parásitos intestinales que provocan diarrea crónica y severa en individuos inmunocomprometidos; o *Leishmania infantum*, otro de los patógenos zoonósicos que se ha detectado en poblaciones de lobos, con los posibles riesgos asociados tanto para

otros carnívoros silvestres y domésticos y, además, para el propio ser humano (Beck *et al*. 2008, Sastre *et al*. 2008, Sobrino *et al*. 2008).

De forma similar, el zorro puede actuar como reservorio y transmisor de numerosos agentes infecciosos y parasitarios, con graves consecuencias tanto sanitarias como económicas. Entre estos se encuentran virus como el de la enfermedad de Aujeszky (Caruso *et al.* 2014); bacterias como *Mycobacterium avium* subsp. *paratuberculosis* (Beard *et al*. 2001), *Mycobacterium bovis* (Martín-Atance *et al*. 2005) o *Brucellamelitensis*(Scholz *et al*. 2009); protozoos como *Neospora caninum (*Wapenaar *et al*. 2006), *Toxoplasma gondii* (Jakubek *et al*. 2001), *Cryptosporidium* spp. y *Giardia* spp. (Hamnes *et al*. 2007); cestodos, entre los que destacan *Echinococcus granulosus* (Segovia *et al*. 2004) y *Echinococcus multilocularis* (Smith *et al.* 2003); nematodos como *Toxocara canis* (Miquel *et al*. 2004) o *Trichinella* spp. (Davidson *et al*. 2006). También es habitual la presencia ectoparásitos, como *Sarcoptes scabiei* (*Davidson et al*. 2008) o diversas especies de garrapatas y pulgas (Sréter *et al.*2003), las cuales pueden actuar, a su vez, como vectores de diferentes patógenos (De la Fuente *et al*. 2008, Bitam *et al*. 2010).

Dada la importancia que están adquiriendo, tanto el lobo como el zorro, desde el punto de vista epidemiológico, y la gran variedad de agentes zoonósicos que pueden albergar, en nuestro trabajo hemos seleccionado *Escherichia coli, Trichinella* spp., y ectoparásitos vectores como objeto de estudio por las siguientes razones:

- Estudios recientes ponen de manifiesto la presencia de cepas *E. coli* verotoxigénicas (ECVT) potencialmente zoonósicas en diferentes especies de rumiantes silvestres, tanto en su microbiota intestinal (Renter *et al*. 2001, García-Sánchez *et al*. 2007, Sánchez *et al*. 2009, Sánchez *et al*. 2010) como en su carne (Miko *et al*. 2009, Martin y Beutin 2011), lo que los convierte en reservorios de este tipo de cepas para

los seres humanos y fuentes potenciales de transmisión a otras especies, tanto silvestres como de producción. Por lo tanto, es necesaria la realización de estudios que aporten un mayor conocimiento de la epidemiología de este agente patógeno y de su relación con otras especies silvestres que no han sido valoradas anteriormente, como es el caso del zorro.

- *Trichinella* spp. es uno de los agentes parasitarios zoonósicos más extendidos a nivel mundial que, debido al gran número de potenciales reservorios existentes, especialmente entre la fauna silvestre, no puede ser erradicado (Rafter *et al*. 2005, Hars *et al*. 2007).Concretamente, los carnívoros, debido a sus hábitos tróficos, pueden adquirir el parasito de diferentes presas, actuando como bio-acumuladores, lo que posibilita su uso como centinelas en estudios epidemiológicos, proporcionando datos de la presencia del parásito en las potenciales presas del entorno en el que habitan (Pozio 2005).
- El incremento demográfico humano y la necesidad cada vez mayor de recursos, ha llevado a la invasión de entornos naturales, lo que ha incrementado el riesgo de transmisión de patógenos mediante vectores artrópodos (Walker *et al*. 1996, Meneguz *et al*. 1999, Mannelli *et al*. 2003, Sutherst 2004), causando problemas de salud y económicos que involucran a los seres humanos, el ganado, los animales de compañía y la fauna silvestre (Gubler 2002,Despommier *et al*. 2006, Pedersen y Fenton 2007, Bueno-Marí *et al*. 2009).
- Además, en todos los casos antes mencionados, se trata de agentes infectocontagiosos multihospedador, siendo estos, sobre todo los que tienen capacidad de anidar en diferentes grupos taxonómicos, los principales responsables de los brotes de enfermedades emergentes y reemergentes en los seres humanos, el ganado y la fauna silvestre (Cleaveland *et al*. 2001, Taylor 2001, Woolhouse 2002,

Fenton y Pedersen 2005, Meredith 2012), con posibles repercusiones no solo en materia de sanidad, sino también por las repercusiones económicas relacionadas con el cierre de fronteras comerciales y/o la prohibición del consumo de alimentos (Murrell 1991, Papadopoulos *et al*. 1997, Simpson *et al*. 1997, Cash y Narasimhan 2000, Desplazes y Eckert 2001, Simpson 2002, Dubey 2003, Torgerson 2003, Machackova *et al*. 2004, Polley 2005, Romig *et al*. 2006, Kruse *et al*. 2004, Chomel *et al*. 2007, Benner *et al*. 2010, Torgerson y Macpherson 2011).

3.2.3. *Escherichia coli*

Escherichia coli es un bacilo gram-negativo, anaerobio facultativo perteneciente a la familia *Enterobacteriaceae* (Gyles 1994). Fue descrito por primera vez en 1885 por el pediatra alemán Theodor Escherich tras aislarlo de las heces de un niño sano (Escherich 1885).

E. coli forma parte de la microbiota comensal del tubo digestivo de la mayoría de los mamíferos y aves, donde realiza, junto con el resto de bacterias presentes en el intestino, diferentes funciones de carácter fisiológico (aporte de nutrientes al epitelio intestinal, implicación en la síntesis de vitamina K, procesamiento de los residuos alimenticios, inhibición competitiva sobre otros enteropatógenos, etc.). *E. coli* se excreta diariamente en grandes cantidades con las heces y un porcentaje de los bacilos es capaz de sobrevivir en el medio externo durante cierto tiempo, es por ello que su detección en agua o alimentos supone un indicativo de contaminación fecal (Blanco *et al*. 2003).

Pese a tratarse de una bacteria que forma parte de la microbiota fisiológica, algunas cepas de *E. coli* pueden resultar patógenas para el hospedador, debido a la adquisición de factores de virulencia que les capacitan para producir una amplia

variedad de patologías de tipo entérico (diarrea, disentería, colitis hemorrágica, síndrome urémico hemolítico, etc.) o de tipo extraintestinal (infecciones del tracto urinario, septicemias, meningitis, peritonitis, mastitis, problemas respiratorios, etc.) (Blanco *et al*. 1992, Nataro y Kaper 1998, Dho-Moulin y Fairbrother 1999, Blanco *et al*. 2003, Bidet *et al*. 2007).

En 1947, Kauffman propuso un sistema de identificación de las cepas de *E. coli* basado en la determinación de sus antígenos superficiales O (somático de la pared celular), K (capsular) y H (flagelar). Esta forma de clasificación resulta muy útil en los estudios epidemiológicos y de patogenicidad de *E. coli*, ya que facilita la distinción de cepas inocuas y patógenas. En la actualidad se reconocen 180 antígenos O (O1 a O185), 72 antígenos K (K1 a K103) y 56 antígenos H (H1 a H56) (Herrera 2015), y aunque existen numerosas combinaciones o serotipos O:K:H, tan solo algunas son frecuentes entre las cepas patógenas. La determinación de los antígenos O y H se realiza mediante aglutinación, mientras que la identificación del antígeno K es recomendable que se realice por contraelectroinmunoforesis (Guinée *et al*. 1981, Orskov y Orskov 1984, Ewing 1986).

Las colibacilosis son muy frecuentes en los animales domésticos de producción, afectando, en la mayoría de los casos, a animales de pocos días y a recién destetados. Ocasiona importantes pérdidas económicas en las explotaciones de bovino, porcino y ovino, así como en las de cría intensiva de conejos y aves. Mientras que en el caso de terneros, lechones, corderos y gazapos las colibacilosis suelen cursar con diarrea, en el caso de las aves provoca fundamentalmente desórdenes respiratorios (Blanco *et al*. 1988, González y Blanco 1986, 1989, Blanco *et al*. 1996, Cid *et al*. 1996, Blanco *et al*. 1997, 1998). En la actualidad, atendiendo a sus serotipos y factores de virulencia, se distinguen siete patotipos principales de *E. coli:* enteropatogénicos (ECEP),

enterotoxigénicos (ECET), verotoxigénicos (ECVT), enteroagregativos (ECEA), enteroinvasivos (ECEI), con adherencia difusa (ECAD), y los *E. coli* patógenos extraintestinales (ECEI). Las cepas que integran estos patotipos se caracterizan por poseer mecanismos de acción específicos y producen, por tanto, infecciones y síndromes diferentes (Russo y Johnson 2000, Kaper *et al*. 2004) (Figura 3).

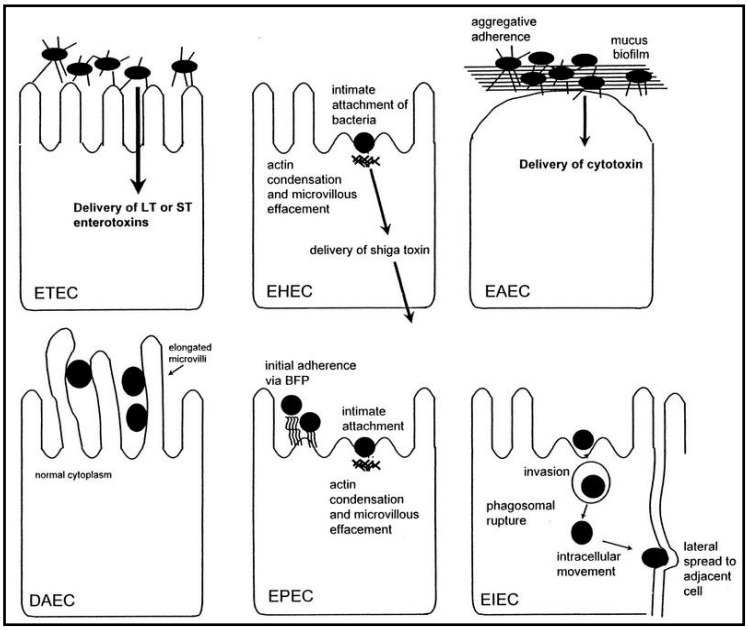

Figura 3. Mecanismos de patogénesis de las categorías principales de *E. coli* diarreagénicos: enterotoxigenic *E. coli* (ETEC); verotoxigenic/Shiga-toxin/enterohemorragic *E. coli* (VTEC/STEC/EHEC); enteroaggregative *E. coli* (EAEC); diffuse-adhering *E. coli* (DAEC); enteropathogenic *E. coli* (ECEP); enteroinvasive *E. coli* (EIEC) **(**Fuente: Nataro y Kaper 1998).

3.2.3.1. *Escherichia coli* verotoxigénicos

El grupo de los *E. coli* verotoxigénicos (ECVT), también denominados *E. coli* productores de toxinas Shiga (STEC), están considerados como importantes patógenos humanos capaces de producir diferentes cuadros sintomáticos en los seres humanos que varían desde diarrea leve a colitis hemorrágica (CH), la cual puede progresar a síndrome urémico hemolítico (SUH) acompañado de anemia hemolítica microangiopática, trombocitopenia y fallo renal agudo grave. Este cuadro clínico (SUH) es el que ha hecho que a este grupo se le denomine a menudo *E. coli* enterohemorrágicos (ECEH) (Nakao y Takeda 2000).

Los ECVT producen dos potentes citotoxinas, que destruyen las células Vero, denominadas verotoxinas (VT1 y VT2) o toxinas Shiga (Stx1 y Stx2). Existen varios subtipos de cada una de estas citotoxinas, VT1 (VT1a, VT1c y VT1d) y de la VT2 (VT2a, VT2b, VT2c, VT2d, VT2e, VT2f y VT2g). La capacidad de los ECVT para causar enfermedad en los seres humanos está claramente relacionada con el tipo y subtipo de toxinas. La VT2 es la toxina más potente, siendo los subtipos VT2a y, en menor medida, VT2d y VT2c los comúnmente asociados a SUH (Friedrich *et al.* 2002; Feng *et al.* 2011).

Además de las verotoxinas, los ECVT pueden portar otros factores de virulencia adicionales, siendo el más importante una proteína llamada intimina (EAE), que es responsable de la adhesión íntima de la bacteria al epitelio intestinal y de la lesión de *attaching effacing* (adhesión y barrido). La intimina está codificada en el gen eae, que es parte de la isla de patogenicidad LEE (*locus for enterocyte effacement*). La intimina se une al receptor cellular Tir, receptor que es translocado por la bacteria al enterocito por vía de un sistema de secreción tipo III (Kaper *et al*. 2004).

A pesar de que las cepas ECVT causantes de infecciones y enfermedades en humanos pertenecen a un gran número de serotipos O:H, la mayor parte de los brotes y de casos esporádicos de CH se atribuyen al ECVT del serotipo O157:H7. De hecho, este serotipo provocó el 65,7% de los casos confirmados de infecciones en humanos por ECVT en la UE entre los años 2007 y 2010 (EFSA/ECDC, 2012). Sin embargo, existen otros serogrupos considerados también altamente virulentos, ya que han sido reportados frecuentemente en infecciones humanas (O26, O45, O103, O104, O111, O121, O145 y O157). Cabe destacar el O26:H11, considerado el segundo ECVT de mayor importancia por detrás del O157:H7, y que provocó en la UE el 18,6% de los casos de infección por este tipo de bacterias en el periodo 2007-2010 (EFSA/ECDC, 2012). Por todo esto, se

suele clasificar a los ECVT en O157 y no O157. En el año 2003 Karmali y colaboradores propusieron clasificar las cepas ECVT en cinco seropatotipos (del seropatotipo A al E), atendiendo a su incidencia y asociación con casos de SUH y brotes. En el año 2011 se añadió una categoría especial debido al brote provocado por el seropatotipo híbrido O104:H4 en Alemania (Mora *et al.* 2011), ya que hasta la fecha ninguna cepa de ECVT había causado tantos casos de SUH (845 casos solo en Alemania) (AESAN 2012).

Está claramente demostrado que los rumiantes son el reservorio principal de los ECVT donde forman parte de la microbiota intestinal, comportándose como cepas comensales. Multitud de estudios han puesto de manifiesto que el ganado bovino, principalmente, siguiéndole en importancia elovino y caprino, albergan en su microbiota intestinal cepas de ECVT, muchas de las cuales pertenecen a los mismos serotipos que las cepas causantes de infecciones en seres humanos (Armstrong *et al.* 1996, Bettelheim 2000, Avery *et al.* 2004, Djordjevic *et al.* 2004, Padola *et al.* 2004, Blanco M. *et al.* 1993, 1994, 2003b, 2004b, 2004c, 2005, Blanco *et al.* 2001, 2003, Cortés *et al.*2005, Hornitzky *et al.* 2005, Irino *et al.* 2005, la Ragione *et al.* 2005, Liebana *et al.* 2005, Sheng *et al.* 2005, Timm *et al.* 2007). Incluso, estudios en Canadá y Francia demostraron que la incidencia de SUH en infecciones de ECVT en humanos está directamente relacionada con indicadores de densidad de ganado (Valcour *et al.* 2002, Haus-Cheymol *et al.* 2006). Por lo tanto, lo que es evidente es que estas cepas ECVT se pueden transmitir desde sus reservorios animales a los seres humanos a través de la ingestión de alimentos o agua contaminada, o por contacto directo con los animales portadores (Gyles 2007, Kaspar *et al*. 2009, European Centre for Disease Prevention and Control and European Food Safety Authority2011). La transmisión de persona a persona también se ha documentado (Reida *et al*. 1994, Blanco *et al.* 1997, Chapman *et*

al. 1997, Zschöck *et al*. 2000, Alonso *et al*. 2001, Chapman *et al*. 2001). La contaminación fecal es uno de los principales factores que contribuye a la persistencia de ECVT en el medio ambiente y favorece su transmisión a los seres humanos a través de los alimentos, fuentes de agua o por contacto directo; cuando las heces se depositan sobre la hierba, el bacilo pasa al suelo y se detecta incluso después de que las heces se hayan descompuesto, pudiendo persistir varios meses. ECVT sobrevive mal en agua deficiente en nutrientes, pero las bajas temperaturas y la contaminación fecal puede extender la supervivencia a varios meses. Además, su baja dosis infectiva, inferior a la de muchos otros patógenos entéricos, menos de 50 microorganismos, plantea un riesgo adicional para este patógeno (Wasteson 2001).

En cuanto a la duración de la eliminación fecal del ECVT O157y otros ECVT en el ganado bovino, varios estudios han señalado que ésta es variable, pudiendo durar desde algunas semanas hasta incluso años. Es necesario resaltar que la ecología de los ECVT en las granjas es aún bastante desconocida, así como las causas que provocan el aumento drástico de animales colonizados y la reducción posterior hasta la desaparición total de portadores en una determinada granja (Armstrong *et al.* 1996, Blanco *et al.* 2001, Hancock *et al.* 2001). Los estudios epidemiológicos han demostrado que las ECVT pueden persistir en las explotaciones ganaderas durante años, lo que apoya la conclusión de que el ganado representa un importante reservorio (Wasteson 2001). Sin embargo, en dichas explotaciones, los subtipos más comunes se encuentran a menudo en diferentes nichos y especies; además, se detectan periódicamente nuevos subtipos en granjas separadas por cientos de kilómetros, incluso en ausencia de cualquier movimiento de animales entre ellas. Por lo tanto, no está completamente claro que el ganado sea el único reservorio (Hancock *et al*. 2001).

Los ECVT también se han aislado ocasionalmente de otros animales de producción (como cerdos y aves), pero se considera que en muchos casos están presentes de forma transitoria, y que estos animales los han adquirido a través del alimento o agua contaminados por material fecal de rumiantes. En cualquier caso, estos hospedadores accidentales pueden ser vehículos de infección para los humanos (Johnsen *et al.* 2001, Bonardi *et al.* 2003, Schouten *et al.* 2005).

Estudios recientes indican que los animales de vida silvestre pueden jugar un papel importante en la transmisión de ECVT. Se ha reportado el aislamiento de cepas ECVTde las heces de diferentes especies de ciervos en distintas ubicaciones geográficas (Nagano *et al*. 2004, Lehmann ***et al***. 2006**,** García-Sánchez *et al*. 2007, Ishii *et al*. 2007, Sánchez *et al*. 2009). También se han aislado ECVT de aves silvestres. Existen varios estudios que han realizado el aislamiento de ECVT O157 y no O157 en gaviotas (Wallace *et al.*1997 y Makino *et al.*2000), pero a pesar de esto, no se considera a las gaviotas un verdadero reservorio de ECVT pero sí vectores potenciales de su diseminación (Caprioli *et al.*2005). Las aves migratorias también se han identificado como excretores EHEC, participando en la propagación de VTEC a largas distancias (Nielsen *et al*. 2004, Foster *et al*. 2006). Las palomas sí parecen ser un reservorio natural para una variedad particular de ECVT, portadora en concreto del subtipo de verotoxina VT2f (Schmidt *et al.*2000).

No solo es importante el papel de los animales silvestres en el mantenimiento y transmisión de las cepas ECVT en la naturaleza, sino también en la contaminación de carne de caza. Se han publicado varios estudios sobre la presencia de cepas de ECVT en la carne y otros productos de caza en Bélgica (Pierard *et al*. 1997), Estados Unidos (Keene *et al*. 1997, Rabatsky-Her *et al*. 2002) o Alemania (Lehmann *et al*. 2006). Estudios realizados entre 2005 y 2006 en el Instituto Federal de Evaluación de Riesgos

de Berlín revelaron una tasa de contaminación de las muestras de carne de fauna silvestres de 9,0-14,8%; en este período de tiempo, la proporción de muestras de carne de caza contaminada era considerablemente más alta que la encontrada en muestras de carne de vacuno (1,3 4,5 frente 1,3%) (Hartung 2007a, 2007b).

3.2.4. *Trichinella* spp.

Los nematodos del género *Trichinella* son uno de los patógenos zoonósicos más extendidos a nivel mundial. Han sido documentados en 55 países de todos los continentes a excepción de la Antártida, lo que equivale al 27,8% de las naciones del mundo (Pozio y Murrell 2006, Pozio 2007b). Entre los años 1986-2009 se declararon 65.818 casos en humanos a nivel mundial (con 42 muertes), contabilizando Europa el 87% de estos (Murrell y Pozio 2011).

El nematodo fue descrito por primera vez como patógeno humano por Owen en 1835 (Pozio y Zarlenga 2005), y cien años después aún se seguía pensando que solo se podía transmitir a través del consumo de carne de cerdo (Campbell 1988). Hoy en día se sabe que la triquinelosis se adquiere por la ingestión de carne o subproductos cárnicos crudos o poco cocinados, sobre todo de cerdos o animales silvestres infectados, jabalí principalmente (Bartuliene *et al*. 2005, Zimmer *et al*. 2008). En Francia e Italia, se ha comprobado que también los caballos estuvieron involucrados en los brotes acontecidos en la década de 1990 (Boireau *et al*. 2000). En España, de los 49 brotes declarados entre 1990 y 2001, el 75,5% tuvo como fuente de infección la carne de jabalí, frente al 14,3% producido por consumo de carne de cerdo, y el 10,2% restante de origen desconocido (De las Parras *et al*. 2004). Por lo tanto, la enfermedad no solo es un peligro para la salud pública, sino que también representa un problema económico y sanitario para la ganadería y la actividad cinegética, al afectar a los animales domésticos de producción y silvestres (Gottstein *et al*. 2009). Por ello, desde el 2005, la legislación sobre higiene

alimentaria de aplicación en toda la UE, en virtud del Reglamento (CE) nº 2075/2005 de la Comisión, de 5 de diciembre de 2005, establece que los Estados miembros deben poner en práctica un programa de monitoreo en todas las especies hospedadoras susceptibles a la parasitación por *Trichinella* spp.; a día de hoy dicho reglamento ha sido derogado por el Reglamento de ejecución (UE) 2015/1375 de la Comisión, de 10 de agosto de 2015, por el que se dictan las normas específicas para los controles oficiales de la presencia de triquinas en la carne, estableciendo la obligación de realizar inspecciones en las canales de cerdos, caballos, jabalíes y otras especies, domésticas y silvestres, sensibles a la parasitación por *Trichinella* spp., sacrificadas para el consumo humano. Este mismo reglamento establece que aquellas explotaciones en las que durante la realización de controles periódicos no se hayan detectado casos de parasitación por *Trichinella* spp. en los últimos 3 años, y en las que los controles realizados dan una garantía de al menos un 95% de que la prevalencia de triquinelosis no excede el 1/1.000.000, quedan exentas de efectuar los mencionados análisis; a dichas explotaciones se las reconoce oficialmente el cumplimiento de las "condiciones controladas de estabulación" el cual hace mención a las medidas higiénicas, de bioseguridad y el control de roedores.

Unicamente suele prestarse atención a los síntomas de la triquinelosis en los seres humanos ya que los animales infectados generalmente no presentan signos clínicos evidentes, salvo en el caso de parasitaciones masivas (Zimmer *et al*. 2008). La gravedad de la enfermedad clínica está directamente relacionada con el número de larvas ingeridas, por lo que se puede presentar un amplio espectro de formas clínicas, que van desde la forma asintomática hasta la muerte (Gottstein *et al*. 2009). Dupouy-Camet y Bruschi (2007) estimaron que entre 100-300 larvas de *T. spiralis* comienzan a causar signos de enfermedad, y que una ingesta de 1.000-3.000 o más larvas causan

enfermedad grave. Los principales signos clínicos, de acuerdo con un estudio de 5.377 casos diagnosticados en personas entre 1986-2009, son la mialgia, diarrea, fiebre, edema facial y dolores de cabeza (Murrell y Pozio 2011). Complicaciones menos habituales incluyen encefalitis o alteraciones neurológicas (Gottstein *et al* 2009).

El ciclo de vida de todas las especies del género *Trichinella* comprende principalmente dos generaciones en el mismo hospedador (Figura 4). La hembra grávida se localiza en la mucosa intestinal del hospedador, donde va a liberar sus larvas. Las larvas tipo I recién emergidas migran a través los vasos linfáticos y sanguíneos hasta la musculatura esquelética, donde penetran y maduran en aproximadamente 15 días. Las larvas se van a enquistar en el tejido muscular de los animales susceptibles, localizándose fundamentalmente en los músculos estriados de mayor actividad y, por lo tanto, de superior concentración de oxígeno, como son los pilares diafragmáticos, maseteros, intercostales, linguales, oculares o los músculos flexores y extensores de las extremidades (Kapel *et al*. 1994, Gottstein *et al*. 2009). No obstante, algunos estudios sugieren que el sitio de predilección de estos nematodos está influido por la especie de hospedador, así como por la edad y por el nivel de infección provocados (Kapel 2000). Las larvas enquistadas se mantienen en esta etapa de hipobiosis hasta ser ingeridas por un nuevo hospedador (llegan a ser viables hasta 40 años en los seres humanos y más de 20 años, por ejemplo, en los osos polares) (Fröscher *et al*. 1988, Kumar *et al*. 1990). Después de la ingestión, y tras la digestión gástrica, las larvas son liberadas en el nuevo hospedador, alcanzan el duodeno y penetran en la mucosa intestinal, donde se desarrolla hasta la etapa adulta en aproximadamente 2 días. Los machos y las hembras copulan, y de 5 a 7 días después de la infección, las hembras comienzan a poner nuevas generaciones de larvas (Pozio 2007). Es durante la migración larvaria cuando se pueden

originar lesiones graves, particularmente cuando las larvas llegan al corazón o al cerebro (Dupouy-Camet 2000).

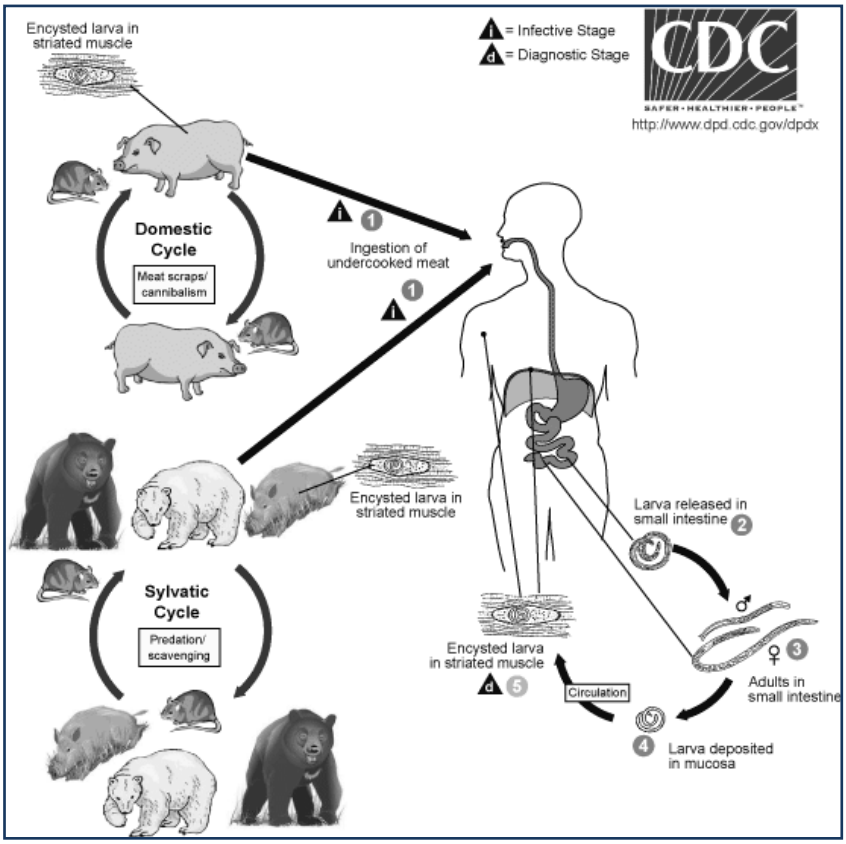

Figura 4. Ciclo biológico de *Trichinella* spp.: 1. Ingestión de carne con larvas de *Trichinella* spp. 2. Exposición al ácido gástrico y pepsina, y liberación de larvas enquistadas. 3. Invasión de la mucosa del intestino delgado, transformación en nematodos adultos y cópula. 4. Liberación de larvas en la mucosa del intestino por parte de las hembras. 5. Migración larvaria a los músculos estriados donde se enquistan. Fuente: Centers for Disease Control and Prevention (http://www.cdc.gov/dpdx/trichinellosis/index.html).

Desde su descubrimiento, en 1835, el número de especies que comprende este género ha crecido progresivamente (Pozio y Zarlenga 2005). Hasta hace pocos años, todas las infecciones por *Trichinella* se atribuían a *Trichinella spiralis*, pero hoy en día, gracias al uso de las técnicas moleculares, se reconocen 9 especies y 3 genotipos agrupados en dos clados, con cápsula y sin cápsula (Krivokapich *et al*. 2012, Pozio y Zarlenga 2013, Pozio 2014); pertenecen al primer grupo 6 especies (*T. spiralis, T. nativa, T. britovi, T. nelsoni, T. murelli y T. patagoniensis*) y 3 genotipos (T6, T8 y T9), perteneciendo las 3 especies restantes al segundo grupo (*T. pseudospiralis, T. papuae y T.zimbabwensis)* (Gottstein *et al*. 2009).

Cuando se describió por primera vez la triquinelosis, se pensó que era una parasitosis que ocurría entre los seres humanos y los animales de producción (Campbell 1988). El papel de la vida silvestre como reservorio de *Trichinella* spp. y la existencia de un ciclo silvestre, que es independiente del hombre y los animales domésticos, no fueron descubiertos hasta principios del siglo XX en Alemania (Pozio 2000).

Campbell (1983) identificó dos ciclos principales (doméstico y silvestre) y demostró la existencia de un flujo entre ambos. El término "ciclo doméstico" se refiere al patrón de transmisión que ocurre en cerdos de producción por el consumo de alimentos infectados, transmisión directa cerdo-cerdo, canibalismo, carroñeo y por la transmisión a través de animales sinantrópicos que viven cerca del ganado porcino (por ejemplo, ratas, mustélidos y zorros) (Pozio 2001). En este sentido, se sabe, por ejemplo, que el metabolismo anaeróbico de larvas en las células del hospedador permite su supervivencia en la carne muy descompuesta (Pozio 2000). El “ciclo selvático” es el que ocurre entre los carnívoros y jabalí como consecuencia de su actividad predadora y comportamientos caníbales y/o carroñeros (Campbell 1988). Se presenta principalmente en los ecosistemas naturales, lejos de los asentamientos humanos (Pozio *et al*. 1996). En las zonas cercanas a los asentamientos humanos, la transmisión de *Trichinella* spp. es rara, porque la principal fuente de alimento de los animales silvestres son los animales domésticos y la basura, quedando el consumo de carroña y el canibalismo en un segundo lugar. Sin embargo, en estas áreas, el ciclo selvático de *T. spiralis* ocurre como consecuencia de la transmisión actual o pasada desde el entorno doméstico de producción (Rossi *et al*. 1992, Pozio *et al*. 1996, 1997, Pozio 1998). Si bien históricamente el ciclo doméstico y la enfermedad humana han estado estrechamente asociados con *T. spiralis*, hoy en día se cree que esta especie ha establecido un ciclo selvático independiente (Zimmer *et al*. 2009).

En definitiva, de las 9 especies reconocidas del género *Trichinella*, sólo *T. spiralis* se transmite y se mantiene en un ciclo doméstico, aunque puede estar presente también en la fauna silvestre, mientras que los restantes genotipos se transmiten y se mantienen solo en un ciclo selvático. Sin embargo, esta generalización no se opone a que las especies silvestres de *Trichinella* invadan el hábitat doméstico y que, además, *T. spiralis* aparezca en el entorno silvestre, pero la presencia de genotipos silvestres de *Trichinella* en el hábitat doméstico representa un "fondo de saco" para el ciclo selvático. Los animales sinantrópicos (ratas, zorros, jabalí, mustelidos, gatos, perros, etc.) contribuyen al flujo de genotipos de *Trichinella* silvestres de la fauna silvestre a los animales domésticos y de *T. spiralis* de domésticos a los silvestres pero, sin duda, es el comportamiento humano el que va a influir decisivamente en los patrones de transmisión de los genotipos de *Trichinella* en el hábitat doméstico y en el silvestre mediante, por ejemplo, prácticas de caza inapropiadas, como el abandono de cadáveres (o sus partes) en el medio, o por alimentar a los animales de domésticos con restos de carne de caza cruda (Pozio 2000, Gottstein *et al*. 2009).

En Europa, la fauna silvestre representa el reservorio más importante de los nematodos del género *Trichinella*, lo que hace imposible su erradicación y explica por qué estos parásitos siguen circulando a pesar de que su prevalencia en la fauna silvestre pueda ser muy baja durante muchos años (Rafter *et al*. 2005, Hars *et al*. 2007). Los animales silvestres representan la fuente de infección más importante para los cerdos de producción, que a su vez son fuente de infección para otros animales (por ejemplo, caballos), así como para el propio ser humano (Pozio y Murrell 2006). Siguiendo la tendencia europea, Pozio (2007b), en una revisión de la distribución de *Trichinella* spp. a nivel mundial, indica que la presencia del parásito ha sido confirmada en animales

silvestres en el 33,3% de los países (66 países), frente al 21,9% de los países (43 países) para los animales de producción.

Debemos indicar que las aves y los reptiles también pueden actuar como hospedadores de *Trichinella* spp., pero son los mamíferos el grupo con mayor relevancia, ya que todas las especies de este nematodo son capaces de desarrollarse en esta clase, mientras que en aves y reptiles solo se han identificado hasta la fecha las especies no encapsuladas (Pozio 2005, Krivokapich *et al.* 2012) (Tabla 1).

Especie/Genotipo	**Mamíferos**	**Aves**	**Reptiles**	**Ciclo**
T. spiralis	✓			*Silvestre-doméstico*
T. britovi	✓			*Silvestre-doméstico*
T. pseudospiralis	✓	✓		*Silvestre-doméstico*
T. zimbabwensis	✓		✓	*Silvestre-doméstico*
T. murrelli	✓			*Silvestre*
T. nativa	✓			*Silvestre*
T. nelsoni	✓			*Silvestre*
T. papuae	✓		✓	*Silvestre*
T. patagoniensis	✓			*Silvestre*
T 6	✓			*Silvestre*
T 8	✓			*Silvestre*
T 9	✓			*Silvestre*

Tabla 1. Especies y genotipos de triquina, hospedadores y ciclos en los que han sido identificadas. Fuente: Pozio 2005, Krivokapich *et al.* 2012.

Las infecciones naturales por *Trichinella* spp. se han descrito en más de 150 especies de mamíferos pertenecientes a 12 órdenes (Marsupiales, Insectivora, Edentata, Chiroptera, Lagomorpha, Rodentia, Cetacea, Carnivora, Perissodactyla, Artiodactyla, Tylopoda y Primates) (Pozio 2005). De todos ellos, el orden Carnivora es el que juega el papel más importante en la epidemiología de la enfermedad; de hecho, todas las

especies de *Trichinella* son capaces de completar su ciclo de vida en especies pertenecientes a este orden (Kapel 2000, Webster *et al*. 2002). Como ya hemos mencionado, y como regla general, los carnívoros se encuentran en la parte superior de la cadena trófica y, por lo tanto, representan el más propicio hospedador de larvas de *Trichinella*. La mayoría de las especies de carnívoros, sobre todo las que tienen un comportamiento carroñero y caníbal, actúan como reservorio, existiendo infecciones documentadas por dos o más especies de *Trichinella* en un mismo hospedador, lo que demuestra que estos animales pueden infectarse más de una vez a lo largo de su vida (Pozio 2000). Esto es debido, en parte, a que el período de vida de los carnívoros suele ser más largo que el que poseen mamíferos de otros órdenes (por ejemplo, insectívoros o roedores). Además, los carnívoros ingieren una gran cantidad de carne en cada ingesta y llevan a cabo su actividad trófica en un territorio más grande que en el caso de otros mamíferos, lo que aumenta su riesgo de contraer la parasitación por *Trichinella* spp. (Pozio 2005).

Hasta el momento, en Europa se han identificado cuatro de las ocho especies de *Trichinella* (*T. spiralis*, *T. pseudospiralis*, *T. nativa* y *T. britovi*) (Zimmer *et al*. 2008), siendo *T. spiralis* y *T. britovi* las de mayor prevalencia (Pozio *et al*. 2009). En la mayoría de los países, *T. britovi* está más extendida (62,5-100% de los aislamientos) que *T. spiralis* (0-37,5%), aunque *T. spiralis* es más frecuente en Alemania, España, Finlandia y Polonia (56,3-84,2% de los aislamientos). En cuanto a sus hospedadores, la fauna silvestre representa la mayor fuente de infección para los animales domésticos, cerdo principalmente, y para el ser humano (Pozio y Murrell 2006). *Trichinella britovi* es más habitual que *T. spiralis* en carnívoros silvestres (89% y 11%, respectivamente), al contrario de lo que ocurre en el jabalí (62% de prevalencia de *T. spiralis* y 38% de *T. britovi*) y en cerdos domésticos (82% y 18%, respectivamente) (Pozio *et al*. 2009).

En Europa, *T. spiralis* y *T. britovi* circulan en los mismos ambientes: 41,1% y 46,0%, respectivamente, en las zonas agrícolas, y el 45,5% y el 46,6% en las zonas boscosas y seminaturales. Aunque ambas especies pueden participar tanto en el ciclo doméstico como en el selvático, su epidemiología está fuertemente influida por la mayor capacidad de adaptación de *T. spiralis* a los cerdos y de *T. britovi* a los carnívoros (Pozio *et al*. 2009). Los otros dos agentes etiológicos que circulan en Europa, *T. nativa* y *T. pseudospiralis*, juegan un papel secundario como patógenos para los animales de producción, ya que *T. nativa* infecta casi exclusivamente a carnívoros silvestres de las regiones árticas y subárticas (la isoterma 4°C en enero parece ser el límite sur de su distribución), y la información disponible sobre *T. pseudospiralis* es todavía muy limitada para proporcionar una comprensión completa de su distribución en la Naturaleza (Pozio y Murrell 2006, Pozio 2007).

3.2.5. Ectoparásitos vectores

El *phylum* Arthropoda alberga el mayor número de especies de todo el Reino Animal (Giribet *et al*. 1999). Los artrópodos surgieron probablemente hace 600 millones de años, 300 antes que los vertebrados de sangre caliente, pero fueron capaces de coevolucionar con ellos para comenzar a aprovechar las oportunidades creadas por este nuevo recurso. Su parasitismo surgió probablemente varias veces de forma independiente en diferentes etapas, dando lugar a diferentes grupos de artrópodos parásitos (Stevens *et al*. 2006).

En entomología médica, las "Enfermedades Transmitidas por Vectores" (VBD) o “Enfermedades Transmitidas por Artrópodos” (VBA), son un grupo de afecciones humanas y animales causadas por diferentes organismos patógenos (protozoos, helmintos, bacterias y virus) transmitidos por insectos o arácnidos (Romi 2010).

Los artrópodos, y las enfermedades que estos pueden transmitir, son capaces de causar altas tasas de morbilidad y mortalidad (Hill *et al*. 2005). Según Kalluri *et al.* (2007), hasta principios del siglo XX, las enfermedades transmitidas por vectores fueron responsables de más muertes en seres humanos que el resto de causas de fallecimiento combinadas, y a pesar de los notables avances acerca del conocimiento de la biología del vector en las últimas décadas, las VBD siguen siendo una amenaza significativa para la salud humana en todo el mundo (Hill *et al*. 2005, Ramasamy y Surendran 2011). Además, la aplicación de técnicas moleculares está permitiendo la identificación de nuevas enfermedades transmitidas por artrópodos (Shaw *et al*. 2001), por lo que esta cifra puede seguir incrementándose.

Actualmente se acepta que los ciclos de enfermedades transmitidas por vectores son sistemas complejos debido a las interacciones entre los vectores, hospedadores y patógenos bajo la influencia de factores ambientales (Tabachnick 2010). Esto hace que se vean afectados, directa o indirectamente, por los cambios antropogénicos que están teniendo lugar en los ecosistemas de todo el mundo (Daszak *et al*. 2001), de manera que el incremento demográfico, y la necesidad cada vez mayor de recursos, ha llevado a la invasión de entornos naturales, incrementándose el riesgo de transmisión de patógenos mediante vectores (Vora 2008, Gould y Higgs 2009). Además, la propagación de vectores de una región a otra podría ser responsable de la transmisión de enfermedades a nuevas áreas y, a la inversa, la introducción de animales domésticos, o fauna silvestre, en una región endémica para la enfermedad, en ocasiones se traduce en brotes epidémicos (Caracappa 1999, Höfle*et al*. 2004).

El *phylum* Arthropoda incluye las garrapatas y pulgas, vectores potenciales de agentes infectocontagiosos que afectan a los animales y los seres humanos en todo el mundo (Goddard 2008). Bitam *et al*. (2010) afirman que la incidencia de las

enfermedades transmitidas por las pulgas y garrapatas es mucho mayor de lo que generalmente es reconocido por las autoridades sanitarias. Los artrópodos capaces de transmitir enfermedades cada vez poseen una mayor área de distribución, pueden causar graves daños y, en la mayoría de los casos, no es posible erradicarlos de forma permanente (Wall 2007). Esto hace necesario conocer su biología y epidemiología, para que, en la medida de lo posible, se puedan adoptar medidas de control eficaces que nos permitan disminuir la incidencia de las enfermedades que transmiten (Marí *et al*. 2009).

3.2.5.1. Garrapatas

Las garrapatas son artrópodos hematófagos obligados que parasitan a todas las clases de vertebrados en casi todas las regiones del mundo; como consecuencia de su ciclo de vida, se alimentan de sangre, y son capaces de adquirir, replicar, y mantener activos agentes patógenos que posteriormente pueden transmitir a los hospedadores susceptibles (Sonenshine *et al*. 2002).

Se clasifican en 3 familias: Ixodidae, o "garrapatas duras" (703 especies), así llamadas debido a su placa dorsal esclerotizada, la familia más importante en términos numéricos y de importancia médica; familia Argasidae, o "garrapatas blandas" (194 especies), con cutícula flexible; y, en tercer lugar, la familia Nuttalliellidae, representada por una única especie confinada en el sur de África (Guglielmone *et al*. 2010, Apanaskevich *et al*. 2011, Dantas-Torres *et al*. 2012b).

Los ixódidos o garrapatas duras se alimentan durante un período relativamente largo (varios días), durante el cual se mantienen firmemente unidos al hospedador que parasitan. Pueden fijarse, durante cada etapa de su desarrollo, a una gran variedad de vertebrados que ocupan hábitats muy diversos, lo cual incrementa su potencial como vector de patógenos en relación a las otras familias de garrapatas (Parola y Raoult

2001a). Concretamente, en su ciclo de vida pueden incluir hasta tres hospedadores distintos, uno para cada etapa de alimentación (larva, ninfa y adulto) (Figura 5) (Sonenshine 1991, 1993, Spickett 1994, Hillyard 1996). En cada una de estas fases de desarrollo, la garrapata busca a un hospedador, se fija a él, y se alimenta durante un período de varios días. Una vez saciada de sangre, se desprende y busca un lugar de descanso, donde muda hasta el siguiente estadio de desarrollo (en algunas especies, las formas inmaduras pueden permanecer en el hospedador durante la muda). El apareamiento se produce generalmente sobre el hospedador, y posteriormente las hembras se desprenden para poner sus huevos (entre 400 y 20.000, dependiendo de la especie) en un entorno protegido, para después morir. En general, los ixódidos machos adultos se alimentan brevemente o no se alimentan (Sonenshine 1991, 1993). Los ixódidos pasan más del 90% de su vida fuera del hospedador (Needham y Teel 1991), y la mayoría de ellos son exofílicos, pudiendo vivir en ambientes abiertos, prados o bosques donde, por lo general, son estacionalmente activos, buscando sus hospedadores cuando las condiciones ambientales son las más adecuadas. En este sentido, cabe destacar que los ixódidos son muy sensibles a los estímulos que indican la presencia de los hospedadores; estos incluyen estímulos químicos (como el CO_2 o el NH_3), las vibraciones en el aire o la temperatura corporal de sus posibles hospedadores de sangre caliente (Sonenshine 1991, 1993, Hillyard 1996). El ciclo de vida de los ixódidos generalmente se completa en 2-3 años, pero puede tardar desde 6 meses hasta 6 años, dependiendo de las condiciones ambientales, como la temperatura, la humedad relativa y el fotoperíodo (Jongejan y Uilenberg 2004).

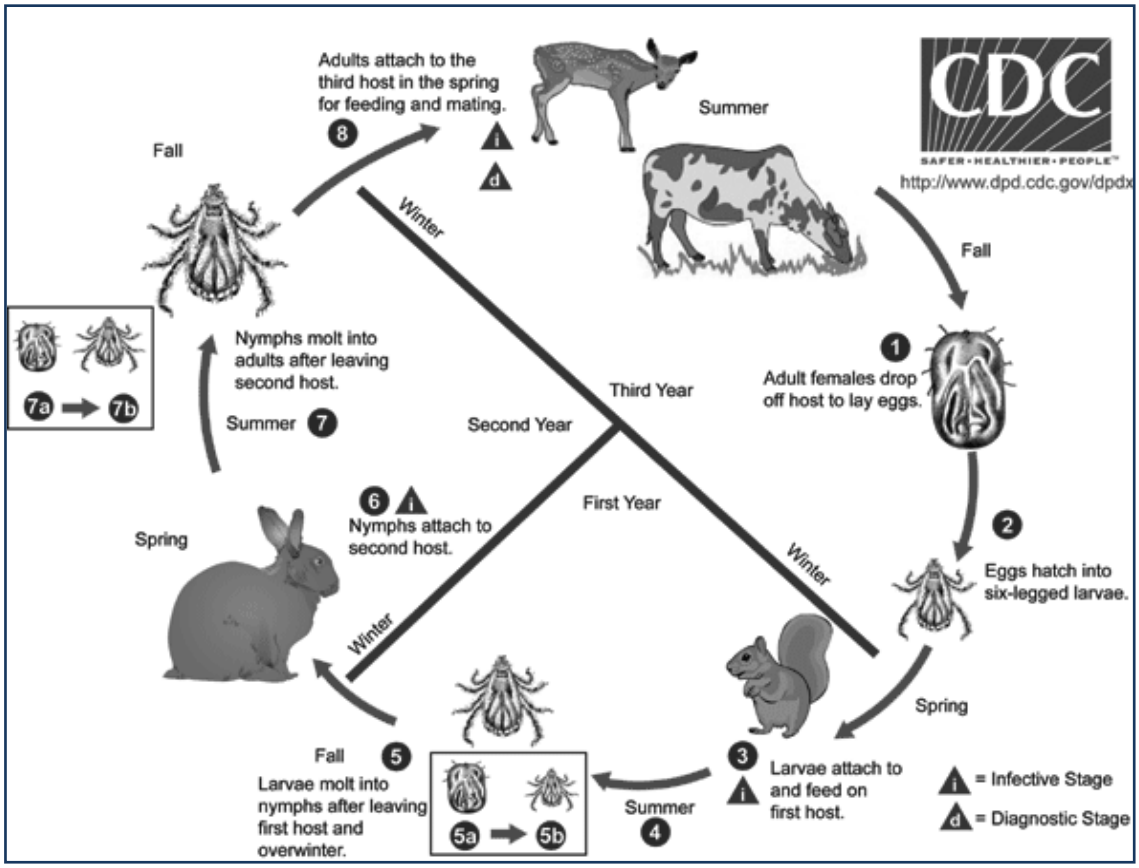

Figura 5. Ciclo biológico de las garrapatas (multihospedador): 1. Las hembras adultas abandonan el hospedador para poner los huevos después de la alimentarse, generalmente en otoño. 2. De los huevos eclosionan larvas de seis patas, pasando el invierno en esta etapa. 3. En primavera las larvas buscan y se unen al primer hospedador, normalmente un pequeño roedor. 4. En verano, las larvas abandonan el primer hospedador. 5. Mudan a ninfas, por lo general en el otoño, y pasan el invierno en esta etapa. 6. Durante la primavera siguiente las ninfas buscan y se unen al segundo hospedador, por lo general roedores o lagomorfos. 7. Las ninfas mudan a adultos fuera del hospedador a finales del verano o el otoño, y pasan el invierno en esta etapa. 8. La siguiente primavera, los adultos buscan un tercer hospedador, que suele ser un herbívoro más grande (incluidos cérvidos y bóvidos), carnívoro o humano. Los adultos se alimentan y aparean en este hospedador durante el verano y, en otoño, las hembras grávidas lo abandonan para comenzar un nuevo ciclo. Fuente: Centers for Disease Control and Prevention 2015 (http://www.cdc.gov/dpdx/ticks/index.html).

Además de los daños directos debidos a su comportamiento alimentario, aproximadamente el 10% de las especies de garrapatas conocidas en la actualidad actúan como vectores de una amplia gama de agentes infectocontagiosos de animales domésticos, silvestres y seres humanos (Sonenshine et al. 2002, Jongejan y Uilenberg 2004). Las garrapatas fueron los primeros artrópodos que se identificaron como vectores de patógenos y, en la actualidad, son consideradas como el segundo vector de enfermedades humanas tras los mosquitos, y el más importante en animales domésticos y silvestres (De la Fuente et al. 2008, Colwell et al. 2011).

Entre la gran variedad de agentes patógenos que las garrapatas son capaces de transmitir, algunos son zoonósicos (Service 2001). De hecho, algunas de estas zoonosis cobran cada vez más importancia en la medicina humana y veterinaria, tales como la anaplasmosis, babesiosis, ehrlichiosis, borreliosis o enfermedad de Lyme (De Meneghi 2006, Piesman y Eisen 2008, Nicholson *et al*. 2010, Dantas-Torres *et al*. 2012a). Además, con el desarrollo de la biología molecular, nuevas especies, cepas, o variantes genéticas de microorganismos se detectan en las garrapatas de todo el mundo (Duh *et al*. 2010, Pacheco *et al*. 2011), por lo que la lista de posibles transmisiones de patógenos sigue aumentando (Shapiro *et al*. 2010, Paz *et al*. 2010, Colombo *et al* 2011, Pritt *et al*. 2011, Silva *et al*. 2011, Subramanian *et al*. 2012). Como ejemplo, Parola y Raoult (2001a, 2001b), en su revisión sobre agentes infectocontagiosos transmitidos por garrapatas, citaron 15 nuevos agentes bacterianos desde el descubrimiento de *B. burgdorferi* en 1982. Según Gray *et al*. (2009, 2010), las zoonosis transmitidas por garrapatas son una carga cada vez mayor para la salud humana en África, América, Asia y Europa.

La mayoría de los casos de parasitismo por garrapatas en el hombre son debidos a especies de ixódidos. Sin embargo, estudios recientes han demostrado que la diversidad real de garrapatas que potencialmente pueden infestar a los seres humanos es mayor de lo que antes se creía (Dantas-Torres *et al*. 2012a). Esto es debido, en parte, a que ciertos comportamientos humanos están aumentando el riesgo de exposición (Lane *et al*. 2004). En la Tabla 2 aparecen las principales especies de garrapatas que se han citado como parásitos de los seres humanos, así como los posibles patógenos asociados a estas (Estrada-Peña y Jongejan 1999, De la Fuente *et al*. 2008, Dantas-Torres *et al*. 2012a):

Especie	Microorganismos potencialmente transmitidos	
Argasidae (Garrapatas blandas)		
Ornithodoros erraticus	*Borrelia crocidurae* (1, 4, 18, 33, 39) *Borrelia hispanica* (4, 18, 33, 38)	ASFV (30)
Ixodidae (garrapatas duras)		
Amblyomma americanum	*Borrelia lonestari* (37) *Ehrlichia chaffeensis* (1, 2, 4, 20) *Ehrlichia ewingii* (2, 18) *Francisella tularensis* (25)	*Rickettsia amblyommii* (41, 46, 23) *Rickettsia parkeri* (44) *Rickettsia rickettsii* (35)
Dermacentor marginatus	*Babesia canis* (1) *Coxiella burnetii* (1) *Francisella tularensis* (25) *Rickettsia sibirica* (18, 19, 20)	*Rickettsia slovaca* (1, 4, 18, 19, 20) BHAV (30, 32) OHFV (4, 30)
Dermacentor reticulatus	*Anaplasma marginale* (31) *Babesia caballi* (1) *Babesia canis* (1) *Bartonella henselae* (7) *Bartonella quintana* (7) *Coxiella burnetii* (5)	*Francisella tularensis* (25) *Rickettsia helvetica* (40) *Rickettsia sibirica* (1, 4) *Rickettsia slovaca* (1, 18, 19, 20) Flavivirus (30, 33) OHFV (4, 30)
Haemaphysalis punctata	*Anaplasma phagocytophilum* (45) *Babesia major* (1) *Babesia motasi* (1) *Coxiella burnetii* (45) *Theileria buffeli* (1)	Flavivirus (30, 33) Nairovirus (3, 30, 33, 43) BHAV (30, 32) CCHFV (4, 30) TBEV (4, 30)
Ixodes ricinus	*Anaplasma phagocytophilum* (1, 20, 33, 34, 36) *Babesia afzelii* (4, 33) *Babesia burgdorferi* (1, 4, 18, 33, 36) *Babesia divergens* (1, 4) *Babesia garinii* (4, 33) *Babesia lusitaniae* (4, 33) *Babesia microti* (1) *Babesia spielmani* (22) *Babesia valaisiana* (4, 18, 33) *Bartonella* spp. (10, 13) *Bartonella bacilliformis* (14) *Bartonella capreoli* (15, 16)	*Bartonella henselae* (12, 17) *Bartonella schoenbuchensis* (11) *Ehrlichia phagocytophila* (4) *Francisella tularensis* (25) *Rickettsia helvetica* (1, 4, 24) *Rickettsia monacensis* (19, 29) Flavivirus (30, 33, 42) Nairovirus (3, 30, 33, 43) Orbivirus (30) LIV (30) TBEV (4, 30)
Ixodes persulcatus	*Babesia afzelii* (4, 33) *Babesia burgdorferi* (1, 4, 18, 33) *Babesia garinii* (4, 33) *Bartonella* spp. (8) *Bartonella henselae* (7, 9)	*Bartonella quintana* (7) Flavivirus (30, 33) OHFV (4, 30) TBEV (30)
Rhipicephalus sanguineus	*Babesia vogeli* (1) *Bartonella henselae* (21) *Ehrlichia canis* (1) *Hepatozoon canis* (1)	*Rickettsia conorii* (1, 4, 18, 19, 20) *Rickettsia felis* (6) *Rickettsia massiliae* (4, 19, 26, 27, 28) *Rickettsia rickettsii* (18, 19, 20, 38)

Tabla 2. Citas de trabajos en los que se ha confirmado el papel vectorial de distintas especies de garrapatas y agente infectocontagioso que transmiten: 1. Jongejan y Uilenberg (2004). 2. Shaw *et al*. (2001). 3. Jongejan y Uilenberg (2004). 4. Estrada-Peña y Jongejan (1999). 5. Řeháček *et al*. (1991). 6. Ishikura *et al*. (2003). 7. Rar *et al*. (2005). 8. Kim *et al*. (2005). 9. Morozova *et al*. (2004). 10. Schabereiter-Gurtner *et al*. (2003). 11. Halos *et al*. (2005). 12. Sanogo *et al*. (2003). 13. Schouls *et al*. (1999). 14. Kruszewska y Tylewska-Wierzbanowska (1995). 15. Skotarczak y Adamska (2005a). 16. Skotarczak y Adamska (2005b). 17. Podsiadly *et al*. (2007). 18. Parola y Raoult (2001). 19. Parola *et al*. (2005a). 20. Parola *et al*. (2005b). 21. Wikswo *et al*. (2007). 22. Richter *et al*. (2004). 23. Labruna *et al*. (2007). 24. Fournier *et al*. (2004). 25. Petersen *et al*. (2009). 26. Cicuttin *et al*. (2004). 27. Eremeeva *et al*. (2006). 28. Vitale *et al*. (2006). 29. Jado *et al*. (2007). 30. Labuda y Nuttall (2004). 31. Zivkovic *et al*. (2007). 32. Hubálek (2009). 33. Estrada-Peña y Jongean (1999). 34. Grzeszczuk y Stańczak (2006). 35. Cohen *et al*. (2009). 36. Milutinovic *et al*. (2008). 37. Varela *et al*. (2004). 38. Demma *et al*. (2005). 39. Barbour y Hayes (1986). 40. Dobec *et al*. (2009). 41. Billeter *et al*. (2007). 42. Reid (1984). 43. Nuttall (2001). Masters *et al*. (2008). 45. Barandika *et al*. (2008). 46. Labruna *et al*. (2007).

Los agentes infectocontagiosos transmitidos por garrapatas que tradicionalmente se han asociados con los animales domésticos de compañía y producción pueden, eventualmente, afectar a las personas (Pérez *et al*. 2006, Vinasco *et al*. 2007, Colwell *et al*. 2011, Dantas-Torres *et al*. 2012a), pero en la gran mayoría de las enfermedades transmitidas por garrapatas son los animales silvestres los que actúan como reservorios de dichos patógenos (Dantas-Torres 2007, Piesman y Eisen 2008, Colwell *et al*. 2011), o bien son la causa de que se incremente el número de garrapatas en un determinado entorno (Lindgren *et al* 2000, De la Fuente *et al* 2005). Además, han aumentado el número de urbanizaciones y zonas residenciales en los entornos naturales, y se han incrementado las actividades recreativas en estos, lo que también ha supuesto un aumento del riesgo de transmisión de agentes infectocontagiosos (Sutherst 2004), al haberse creado las condiciones favorables para la presencia y picaduras de vectores, como las garrapatas (Walker *et al*. 1996, Meneguz *et al*. 1999, Mannelli *et al*. 2003). Por todo esto, es prioritario el seguimiento de la fauna silvestre para una mejor comprensión epidemiológica de las garrapatas y, con ello, prevenir o actuar en caso de brotes en las zonas de estudio; concretamente, los carnívoros silvestres españoles son hospedadores de un número importante de especies de garrapatas, algunos de ellas vectores potenciales de agentes patógenos que causan graves enfermedades tanto a animales como a humanos, y la información derivada de su estudio puede servir de ayuda para comprender la ecología y la epidemiología de las enfermedades transmitidas por garrapatas, evitando los riesgos derivados para la vida silvestre, los animales domésticos y los seres humanos (Sobrino *et al*. 2011).

3.2.5.2. Pulgas

Las pulgas son artrópodos hematófagos que actúan como ectoparásitos obligados de mamíferos y aves (Lewis 1998).

Hoy en día se conocen 16 familias, 238 géneros y 2.574 especies (Bitam *et al*. 2010). De estas, 5 familias y 25 géneros son ectoparásitos de aves, en tanto que el resto parasitan mamíferos (Whiting *et al*. 2008). En este mismo trabajo se afirma que las pulgas surgieron probablemente al mismo tiempo que los mamíferos. Se cree que se especializaron en parasitar roedores, ya que son el grupo que más especies de pulgas albergan en la actualidad (el 74% de las especies de pulgas de mamíferos).

Como insectos holometábolos, completan un ciclo de huevo a adulto a través de varias etapas en las que pasan por los estadios de larva y pupa (Figura 6). Una vez que se sitúan sobre el hospedador, las pulgas adultas generalmente requieren una toma de sangre para completar el desarrollo del ovario en las hembras. Tras la cópula, la hembra comienza a poner huevos en la piel, o en el entorno del hospedador (madriguera). Los huevos eclosionan en 1-10 días, dependiendo principalmente de la temperatura y humedad. Las larvas tienen libre movimiento y van a sobrevivir alimentándose de los restos orgánicos encontrados en su entorno, pasando por tres etapas de desarrollo, de duración variable en función de la disponibilidad de alimento, temperatura y humedad, fundamentalmente. Posteriormente van a formar la pupa, pero si el preadulto no recibe el estímulo adecuado, puede permanecer latente en el capullo durante varias semanas (diapausa). Una vez que la pulga emerge del capullo, busca un hospedador en el que alimentarse, siendo atraídas por diversos estímulos producidos por el hospedador (el calor del cuerpo, el movimiento y CO_2 exhalado). Su ciclo se completa en 9-15 días, pero puede prolongarse durante varios meses, dependiendo de las condiciones ambientales (Bitam *et al* 2010).

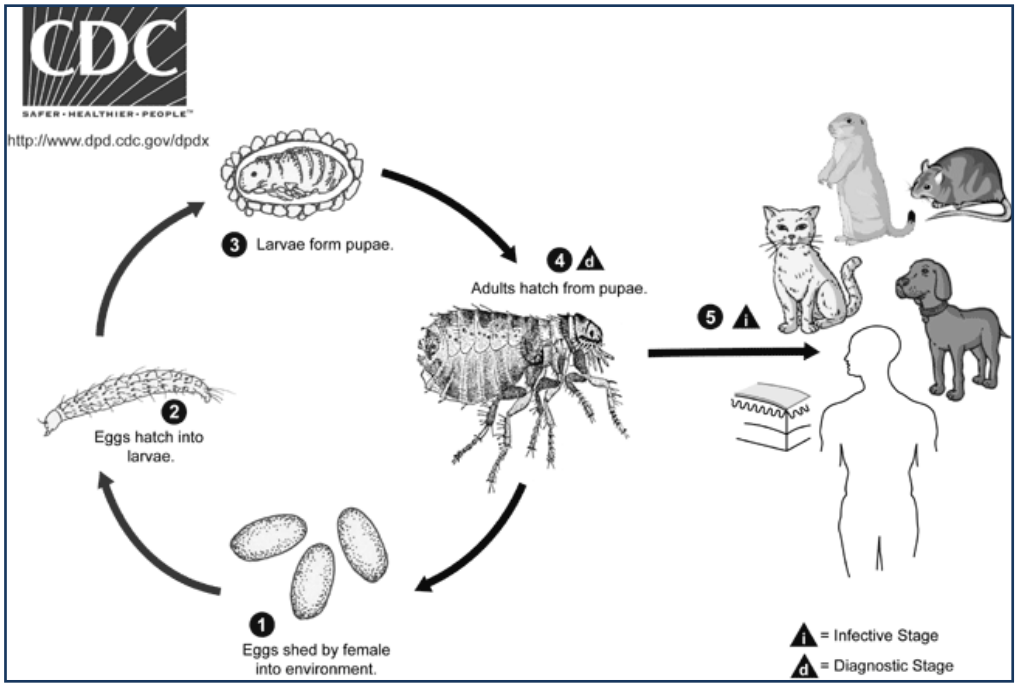

Figura 6. Ciclo biológico de las pulgas: 1. Los huevos son depositados por la hembra de pulga en el medio ambiente tras alimentarse de sangre (o en el propio hospedador). 2. Las larvas eclosionan y se alimentan de restos orgánicos del medio. 3. Las larvas forman pupas. 4. Se forman los adultos que buscan un hospedador de sangre caliente para alimentarse, copular e iniciar un nuevo ciclo. Fuente: Centers for Disease Control and Prevention 2015 (http://www.cdc.gov/dpdx/fleas/index.html).

Las pulgas, además de su papel directo como ectoparásitos de diversas especies de hospedadores, produciendo ataques insidiosos a las personas y los animales que causan irritación, prurito, pérdida de sangre, reacciones alérgicas graves y malestar general (Bitam *et al*. 2010, Dobler y Pfeffer 2011), son motivo de especial preocupación, ya que pueden ser vectores de una gran variedad de patógenos de importancia médica y veterinaria (Psaroulaki *et al*. 2006, García *et al*. 2008, Dobler y Pfeffer 2011). Algunos de los agentes infectocontagiosos que son capaces de trasmitir a sus hospedadores son bacterias (por ejemplo, *Rickettsia typhi*, *R. felis*, *Yersinia pestis* y varias especies de *Bartonella* spp.), virus (como el de la mixomatosis), protozoos (por ejemplo *Trypanosoma* spp.) y helmintos (entre ellos *Hymenolepis* spp. y *Dipylidium caninum*) (Krasnov 2008).

Azad *et al*. (1997) advertían a finales del siglo XX que las enfermedades transmitidas por pulgas podrían resurgir debido a factores ecológicos y económicos, así

como a cambios en la ecología de la relación vector-hospedador como consecuencia de factores antropogénicos. Se considera que las zoonosis más graves transmitidas por pulgas han sido la peste causada por *Y. pestis* (Stenseth *et al*. 2008), el tifus murino causado por *R. typhi*, o el tifus epidémico rural provocado por *Rickettsia prowazekii*. Estas infeccionessiguen siendo, hoy en día, un problema de salud pública (Psaroulaki *et al*. 2006, Bitam *et al*. 2010, Dobler y Pfeffer 2011, Eisen y Gage 2012). Además, en los últimos años, otros agentes causantes de zoonosis, como el agente de la fiebre manchada de las pulgas (causada por *R. felis*) se han aislado en pulgas de todo el mundo (Pérez-Osorio *et al*. 2008). También se ha demostrado que las pulgas pueden albergar, y a veces transmitir, *Bartonella* spp., incluyendo *Bartonella henselae*, el agente de la enfermedad del arañazo de gato (Chomel *et al*. 2006, Bileter *et al*. 2008). Además, el hallazgo de pulgas en nuevos hospedadores, o en zonas geográficas previamente no descritas en la literatura (Carvalho*et al*. 2001), así como de patógenos en nuevos vectores (Bechah *et al*. 2008), podría aumentar aún más esta tendencia. De hecho, Pérez-Osorio *et al*. (2008) y Bitam *et al*. (2010) indican que la incidencia de las enfermedades transmitidas por las pulgas en todo el mundo es mucho mayor de lo reconocido generalmente por las autoridades sanitarias.

Las pulgas rara vez son específicas de una especie de hospedador. En general, los hospedadores taxonómicamente emparentados, o con nichos similares, son más propensos a compartir las mismas especies de pulgas y, por lo tanto, tienen el potencial de albergar patógenos similares. De hecho, no hay pulgas específicas de los seres humanos; sin embargo, muchas se asocian con los animales domésticos y pueden, por lo tanto, tener un impacto directo sobre la salud humana (Bitam *et al*. 2010). En la Tabla 3 aparecen las especies sinantrópicas más comunes, así como los posibles agentes infectocontagiosos asociados a ellas:

Especie	Microorganismos potencialmente transmitidos	
Pulex irritans	*Bartonella clarridgeiae* (20) *Bartonella quintana* (7, 15) *Bartonella rochalimae* (11, 14, 20)	*Bartonella vinsonii* (20) *Rickettsia felis* (8, 15, 20, 21) *Yersinia pestis* (15)
Ctenocephalides felis	*Bartonella quintana* (6, 15) *Bartonella clarridgeiae* (4, 5, 6, 11, 14, 18, 20, 30, 31) *Bartonella henselae* (1, 2, 4, 5, 6, 11, 14, 15, 18, 30, 31, 33) *Bartonella koehlerae* (6, 30, 32)	*Bartonella rochalimae* (20) *Rickettsia felis* (1, 4, 5, 6, 7, 8, 13, 15, 16, 17, 18, 20, 21, 23, 25) *Yersinia pestis* (10)
Ctenocephalides canis	*Bartonella henselae* (14, 34) *Rickettsia felis* (3, 18, 26, 27)	
Xenopsylla cheopis	*Bartonella clarridgeiae* (12) *Bartonella elizabethae* (24, 30) *Bartonella grahamii* (24) *Bartonella rattimassiliensis* (24) *Bartonella rochalimae* (24)	*Bartonella tribocorum* (24) *Coxiella burnetii* (12) *Rickettsia typhi* (12, 15, 22) *Rickettsia felis* (29) *Yersinia pestis* (3, 10, 15)
Nosopsyllus fasciatus	*Bartonella spp.* (18)	
Echidnophaga gallinacea	*Bartonella clarridgeiae* (12) *Rickettsia felis* (20)	
Tunga penetrans	*Rickettsia felis* (20)	*Bartonella rochalimae* (20)

Tabla 3. Citas de trabajos en los que se ha confirmado el papel vectorial de distintas especies de pulgas y agente infectocontagioso que transmiten: 1. Shaw *et al.* (2004) 2. Finkelstein *et al*. (2002) 3. Bitam *et al.* (2006) 4. Tijsse-Klasen *et al*. (2011) 5. Kelly *et al.* (2005) 6. Rolain *et al.* (2003) 7. Rolain *et al.* (2005) 8. Azad *et al.* (1997) 9. Gabriel *et al*. (2009) 10. Einsen *et al*. (2007) 11. Pérez-Martínez *et al*. (2009) 12. Loftis *et al.* (2006) 13. Psaroulaki *et al*. (2006) 14. Marquez *et al*. (2009) 15. Brouqui y Raoult (2006) 16. Márquez *et al*. (2002) 17. Oliveira *et al*. (2002) 18. Parola *et al* (2003) 19. Rolain *et al*. (2003). 20. Sackal *et al*. (2008). 21. Mediannikov *et al*. (2012). 22. Azad (1990). 23. Schriefer *et al*. (1994). 24. Billeter *et al*. (2013). 25. Márquez*et al*. (2002). 26. Horta *et al*. (2006). 27. Venzal *et al*. (2006). 28. Bitam *et al.* (2006). 29. Jiang *et al*. (2006). 30. Boulouis *et al.* (2005). 31. Chomel *et al*. (2004). 32. Avidor *et al*. (2004). 33. Koehler *et al*. (1994). 34. Ishida *et al*. (2001).

En definitiva, los animales silvestres pueden ser reservorios naturales de diversos agentes patógenos, y las pulgas actuar como vectores entre estos, los animales domésticos y los seres humanos (Gabriel *et al*. 2009). Por ejemplo, el coyote (*Canis latrans*) (Chang *et al*. 1999), el zorro gris (*Urocyon cinereoargenteus*) (Henn *et al*. 2006, 2007), el gato montés y el zorro rojo (Márquez *et al*. 2009), están frecuentemente parasitados por pulgas portadoras de diversas especies del género *Bartonella*. De hecho, los carnívoros son el principal reservorio de dicha bacteria (Márquez *et al*. 2009), pudiendo propagar la enfermedad a largas distancias (Wimsatt y Biggins 2009). Además, los carnívoros generalistas, se alimentan frecuentemente de roedores (Fedriani *et al*. 2000, Mukherjee *et al*. 2004), que recordemos que albergan el 74% de las especies de pulgas de mamíferos existentes. Por lo tanto, los carnívoros silvestres pueden actuar como “bioacumuladores”, ya que se sabe que frecuentemente pueden adquirir los

ectoparásitos de sus presas como consecuencia de la actividad trófica (Horak *et al.*2004, Mohammad 2008, Vilcins *et al.*2008, Ševčík *et al.*2010), siendo imprescindible su estudio como base para una mejor comprensión de la epidemiología de los diversos agentes infectocontagiosos que pueden albergar y transmitir.

3.3. Cambios en la epidemiología de agentes infectocontagiosos asociados a carnívoros alóctonos

El incremento del comercio internacional de personas y animales en los últimos años ha multiplicado la prevalencia de enfermedades zoonósicas en todo el mundo (Marano *et al*. 2007, Mavroidi 2008, Chaber *et al*. 2010). Así, es probable que en el pasado hayan surgido nuevas zoonosis sin poder extenderse desde el foco inicial; pero, hoy en día, el aumento exponencial de los viajes internacionales ha transformando la epidemiología de las enfermedades infectocontagiosas, pasando de ser emergencias de ámbito local o regional a ser emergencias a nivel mundial (Cunningham 2005). Por ejemplo, los Estados Unidos son el mayor importador de fauna del mundo, representando esta una fuente potencial zoonosis, siendo los cánidos y félidos los que presentan el mayor riesgo de albergar dichos patógenos (Pavlin *et al*. 2009).

Pero este incremento en la transmisión de patógenos no solo causa brotes de enfermedades humanas, sino que también amenaza a la ganadería, el comercio, las poblaciones de fauna autóctona y, en general, a la salud de los ecosistemas (Karesh *et al*. 2005). Sirva como ejemplo la introducción de depredadores y patógenos, particularmente en ambientes restringidos como islas y lagos, que han provocado la extinción de numerosas especies (Diamond 1984, King 1984, Gill y Martinson 1991, Groombridge 1992, Kaufman 1992, Fritts y Rodda 1998, Loope 1999, Dobson y Foufopoulus 2001, Wikelski *et al*. 2004), sin que los agentes infectocontagiosos que

fueron introducidos en estos ecosistemas hayan sido estudiados hasta hace poco (Altizer *et al*. 2001).

En este sentido, los gatos domésticos han sido intencionalmente, o accidentalmente, introducidos en diversos ambientes de muchas partes del mundo. De hecho, este félido doméstico es, probablemente, el carnívoro más ampliamente distribuido en el planeta (Liberg *et al*. 2000, Turner 2000, Abbott 2008). Hoy en día, las poblaciones de gatos se han expandido dramáticamente debido a su capacidad para reproducirse prolíficamente (Lee *et al*. 2014) y a que han conservado la capacidad de cazar con eficiencia (Bradshaw 2006). Este éxito ha sido debido, además, a su capacidad de vincularse temporalmente al hombre, pudiendo consumir alimentos alternativos en torno a los asentamientos humanos durante los períodos de escasez de alimentos en su medio natural (Fitzgerald 1988, Bradshaw *et al*. 1999). Este comportamiento le convierte en una especie muy adaptable que es capaz de sobrevivir en las condiciones más inhóspitas (Courchamp *et al*. 2003), pudiendo alcanzar densidades 100 veces mayores que los carnívoros nativos (Coleman *et al*. 1997).

Con estas premisas, la preocupación sobre el potencial de los gatos asilvestrados como reservorio y transmisor de agentes zoonósicos, se ha ido incrementando con el paso del tiempo (Warfield y Gay 1986, August y Loar 1987, Hughes 1993, Yamaguchi *et al*. 1995, Gross *et al*. 1996), hasta convertirse en un problema global (Nutter *et al*. 2004b, Slater 2007, Robertson 2008, Slater *et al*. 2008), ya que tanto la superpoblación humana a nivel mundial (Robertson 2008), como su estrecha relación con el ser humano, conlleva un riesgo significativo de transmisión de agentes zoonósicos (Kumar y Smith 2000, Macpherson 2005). Como hemos indicado anteriormente, hoy en día son muchos los estudios que han abordado los problemas de salud pública asociados a la transmisión de enfermedades zoonósicas; es el caso de la rabia, toxocariosis,

leishmaniosis, toxoplasmosis, bartonelosis, criptosporidiosis y giardiasis en gatos (Gordon *et al*. 2004, Nutter *et al*. 2004a, Afonso *et al*. 2006, Reperant *et al*. 2009, Maia *et al*. 2008, Diakou *et al*. 2009, Deplazes *et al*. 2011). Pero los gatos no solo actúan como reservorios y transmisores de diversos patógenos, sino que también están frecuentemente parasitados por ectoparásitos vectores de agentes infectocontagiosos, siendo las pulgas y garrapatas los parásitos artrópodos más comúnmente reconocidos como vectores de enfermedades felinas, capaces a su vez de actuar como vectores para el ser humano (Shaw *et al*. 2001). Concretamente, diversos estudios citan parasitaciones mixtas por pulgas y garrapatas (Akucewich *et al*. 2002, Mendes-de-Almeida *et al*. 2011, Capári *et al*. 2013), o prevalencias de hasta el 100% en pulgas (Changbunjong *et al*. 2009, Xhaxhiu *et al*. 2009) y de hasta el 40% en garrapatas (Shimada *et al*. 2003).

Actualmente, el gato doméstico está reconocido internacionalmente como un problema debido a su impacto negativo sobre la vida silvestre y el potencial de transmitir enfermedades a personas y otros animales (Lee *et al*. 2014). Los gatos se han introducido en cerca de 179.000 islas en las que no estaban presentes (Medina et al. 2011) y se considera una de las peores especies exóticas invasoras del mundo (Lowe *et al*. 2000, Lowe *et al*. 2004). Por todas estas razones, su estudio como carnívoro alóctono es fundamental desde el punto de vista epidemiológico, aportándonos nuevos datos respecto a su capacidad de transmisión de patógenos en nuevos ambientes.

4. MATERIAL Y MÉTODOS

4.1. Aislamiento y caracterización de cepas ECVT en zorros

4.1.1. Área de estudio

Galicia, situada en el límite noroeste de la Península Ibérica (42°52'50.1"N 8°32'40.8"W), se encuentra dividida en 4 provincias (La Coruña, Lugo, Orense y Pontevedra). Cuenta con una superficie de 29.574 km², y una población de 2.797.653 habitantes, lo que le otorga una densidad de 94,6 hab./km², siendo la séptima Comunidad Autónoma con mayor extensión de España, y también la séptima con menor densidad de habitantes por km² (IECA 2010).

Además, las explotaciones de bovino constituyen la base económica, social y territorial de la agricultura gallega (Vázquez *et al*. 2012), siendo la Comunidad Autónoma española con el porcentaje más elevado de granjas, pequeñas propiedades y población rural (Pérez *et al*. 2006), ya que tan solo el 2,21% del monte en Galicia pertenece al Estado o a la Comunidad Autónoma (Consellería do Medio Ambiente 2001); todo esto se traduce en que es una de las regiones con mayor superficie forestal de Europa, sólo superada por Finlandia y Suecia (UNECE/FAO 2000), siendo clasificada por Copena y Simón (2014) como un territorio básicamente forestal, con 1.763.000 ha de esta clase de superficie, lo que representa cerca del 60% del territorio gallego (Consejería de Medio Rural 2005).

En lo que respecta a sus características geoclimáticas, con una altitud media relativamente baja (358 msnm), alcanza las mayores cotas en las zonas montañosas orientales y surorientales, donde alcanza los 2100 msnm, lo que posibilita que los vientos dominantes del oeste extiendan la influencia oceánica atlántica a todo el territorio (Membiela *et al*. 1991); este hecho la encuadra en la zona biogeográfica de clima atlántico europea, y concretamente dentro de la zona húmeda (precipitaciones

medias anuales 1531 l/m²) de clima templado (temperatura media anual de 14,2°C) de la Península Ibérica (Rodríguez y Ramil-Rego 2008, Meteogalicia 2015). Dichas características son las que convierten al noroeste de la Península Ibérica en una de las regiones con mayor productividad forestal potencial de Europa (Junta de Galicia 2001).

En lo que respecta a la fauna, con tan solo el 5,9% de superficie del territorio nacional, Galicia presenta un total de 331 especies de vertebrados, que supone más de la mitad (52%) de las presentes en España. Este porcentaje alcanza el 65,4% y el 59,5% en el caso de los mamíferos y las aves, respectivamente. Con respecto al resto de CCAA, el porcentaje total de vertebrados presentes en Galicia se encuentra por encima de la media nacional (50,9%) (MAGRAMA 2012).

4.1.2. Animales muestreados

En los últimos años la Federación Gallega de Caza ha venido organizando anualmente unas jornadas de cinegéticas bajo el formato de campeonatos regionales de caza de zorros. Dicha actividad se suele desarrollar durante los fines de semana comprendidos entre los meses de noviembre y febrero, estando autorizada por la Consellería de Medio Ambiente, máximo órgano competente en materia de caza, protección de especies silvestres y medio ambiente de la Comunidad Autónoma de Galicia.

Para la realización del presente estudio, y en colaboración con la Federación Gallega de Caza y con la Universidad de Santiago de Compostela, se han obtenido muestras de los animales abatidos en dichas jornadas, no obteniéndose en ningún caso muestras de zorros cazados de manera ilícita. El muestreo se realizó siempre a partir de animales muertos, y nunca sobre animales vivos, de manera que se cumplió escrupulosamente con las directrices indicadas por la Comisión de Bioética de la

Universidad de Murcia y de la Universidad de Santiago de Compostela que establece el Real Decreto 53/2013 del Ministerio de la Presidencia del Gobierno de España por el que se establecen las normas básicas aplicables para la protección de los animales utilizados en experimentación y otros fines científicos.

Se muestrearon un total de 260 zorros en el ámbito de las batidas (septiembre 2009-febrero 2010) organizadas por la Federación Gallega de Caza y legalmente autorizadas por la Junta de Galicia, en 2 de las 4 provincias gallegas (Lugo y Pontevedra). En la Tabla 4 se muestran los datos de los 260 zorros analizados en referencia a fecha de captura, al área geográfica, número de ejemplares muestreados, y distribución por sexo y edad.

Fecha	**Provincia**	**Número**	**Sexo**		**Edad ***	
			Machos	**Hembras**	**Juveniles**	**Adultos**
2009	Lugo	41	24	17	17	24
	Pontevedra	43	27	16	6	37
2010	Lugo	122	67	55	40	82
	Pontevedra	54	27	27	29	25
2009-2010	Total	260	145	115	92	168

Tabla 4. Fecha, zona de captura, número de zorros, sexo y grupo de edad (*Para estimar la edad de los ejemplares hemos seguido los criterios descritos por Giraudox *et al*. (2001) basados en el desarrollo y desgaste de las piezas dentarias).

4.1.3. Toma de muestras, cultivo, aislamiento y detección de cepas ECVT

La toma de muestras se llevó a cabo *in situ* el mismo día de la batida, a medida que las cuadrillas de caza llegaban a la zona de control veterinario. Las muestras fecales se recogieron mediante hisopado rectal con medio de transporte Stuart y se llevaron al laboratorio para su procesado en el plazo de 24-48 h de su recogida.

Los hisopos se sembraron en agar MacConkey lactosa (L-MAC) (Oxoid) y en agar MacConkey sorbitol (Oxoid), suplementado con cefixima (0,05 mg/l) y telurito de potasio (2,5 mg/l) (CT-SMAC), incubándose a 37°C durante 18-24 h. A continuación se analizó mediante reacción en cadena de la polimerasa (PCR) el área de crecimiento confluente para los genes *vt1* y *vt2* (Mora *et al*. 2007). De las placas (L-MAC y/o CT-SMAC) cuyos confluentes fueron positivos, se sembraron 10 colonias en agar triptona de soja (TSA) (Cultimed; Panreac) e incubaron a 37°C durante 18-24 h. Las colonias individuales sembradas en TSA se analizaron para los genes *vt1*, *vt2* y *eae* utilizando los cebadores que aparecen en la Tabla 5. Si no se detectaban colonias positivas para los genes analizados entre las 10 primeras colonias, se repetía el proceso con al menos otras 10 colonias más. De cada muestra con colonias positivas, se seleccionaron aquellas que mostraban diferentes características genéticas en términos de la presencia o ausencia de genes de virulencia, y se almacenaron en caldo nutritivo (Cultimed; Panreac) con agar nutritivo al 0,75% (Cultimed; Panreac) a temperatura ambiente para futuros análisis.

Gen	Cebador	Oligonucleótido (5´- 3´)	Tamaño	Temperatura	Referencia
vt1	VT1-F1	TCGCTGAATGTCATTCGCTCTGC	539	55	Mora *et al*. 2011
	VT1-NR2	TCAGCAGTCATTACATAAGAAC			
vt2	VT2	F1 TTTCTTCGGTATCCTATTCCC	358	55	Mora *et al*. 2011
	VT2	F2 TGTCTTCAGCATCTTATGCAG			
	VT2	R CTGCTGTCCGTTGTCATGGAA			
eae	EAE- V3F	CATTGATCAGGATTTTTCTGGT	510	55	Mora *et al*. 2011
	EAE-MBR	TCCAGAATAATATTGTTATTACG			
wzx-wzy O26	wzx-wzy O26F	AAATTAGAAGCGCGTTCATC	532	60	Durso *et al*. 2005
	wzx-wzy O26R	CCCAGCAAGCCAATTATGACT			
O157 *rfbE*	O157-AF	AAGATTGCGCTGAAGCCTTTG	497	55	Desmarchelier *et al*. 1998
	O157-AR	CATTGGCATCGTGTGGACAG			
fliC-H7	H7-F	GCGCTGTCGAGTTCTATCGAGC	625	55	Gannon *et al*. 1997
	H7-R	CAACGGTGACTTTATCGCCATTCC			
fliC-H8	H8-F	TAACAGCGCAAAAGACGATG	393	58	Mora *et al*. 2012
	H8-R	CCGAGAAGTTTTCGCATCAAT			
fliC-H11	fliCRH11-1	ACTGTTAACGTAGATAGC	248	54	Durso *et al*. 2005
	fliCRH11-2	TCAATTTCTGCAGAATATAC			
fliC-H21	H21-F	GGCGATTGCTAACCGTTTTA	549-556	58	Mora *et al*. 2012
	H21-R	CGTAAGTGAACCATCCGCAG			
fliC-H28	H28-F	ACGAAATCAAATCCCGTCTG	856	66	Mora *et al*. 2012
	H28-R	GCCGATTGAAGAGACTCAGC			

Tabla 5.Cebadores utilizados para la detección y caracterización de las cepas ECVT. Tamaño (bp). Temperatura (ºC).

4.1.4. Tipificación de antígenos O y H

La determinación de los antígenos O y H se realizó siguiendo el método descrito por Guinée *et al*. (1981), empleando para ello los antisueros O (O1 a O185) y H (H1 a H56).Cuando no había reacción con los antisueros H, las cepas se clasificaron como "no tipables" (HNT), y las no móviles se clasificaron como (HNM). Para detectar la presencia de los genes flagelares H8, H11, H21, y H28 en las cepas HNM se utilizaron los cebadores que aparecen en la Tabla 5, clasificándose como ([H]) aquellos que resultaron positivos. También fueron confirmadas mediante PCR las cepas O26:H11 y O157:H7.

4.1.5. Clasificación de los seropatotipos

De acuerdo con los serotipos determinados, a las cepas ECVT aisladas se les asignó unseropatotipo (A a E) de acuerdo con la clasificación de Karmali *et al*. (2003), y en base a los datos delos trabajos de Coombes *et al*. (2008), Girardeau *et al*. (2005) y Hussein (2007), y de la propia información de la colección de cepas ECVT-USC.

4.1.6. Análisis filogenético

Las cepas aisladas fueron clasificadas según uno de los cuatro principales grupos filogenéticos de *E. coli* (A, B1, B2, y D) mediante el uso de PCR múltiple (Clermont *et al*. 2000).

4.1.7. Clasificación de los subtipos de verotoxinas

Los subtipos *vt* fueron determinados mediante PCR múltiple siguiendo el protocolo recomendado por el European Union Reference Laboratory VTEC (EU-RLhttp://www.iss.it/vtec/) (EU-RL 2013, Feng *et al*. 2011).

4.1.8. Tipificado de la intimina

El gen *eae* que codifica la intimina fue amplificado mediante PCR y secuenciado siguiendo el protocolo descrito previamente (Blanco *et al*. 2005, Mora *et al*. 2009).

4.1.9. Electroforesis en gel de campo pulsado (PFGE)

Se utilizó la PFGE para resolver los perfiles de macrorrestricción de las cepas ECVT aisladas siguiendo el protocolo descrito por Mora *el at*. (2009). Los perfiles obtenidos fueron analizados con el software "BioNumerics fingerprinting"(Applied Maths, St-Martens-Latem, Belgium) y comparados con otras cepas ECVT de la base de datos del LREC-USC, para generar dendrogramasmediante el algoritmo UPGMA (Unweighted Pair Group Method using Arithmetic averages) , basado en el coeficiente de similitud Dice con una tolerancia de posición de banda del 1,0%.

4.1.10. Análisis estadístico

Para los análisis estadísticos utilizamos el test de Fisher con un valor de $p < 0,05$ para indicar una diferencia significativa.

4.2. *Trichinella* spp.

4.2.1. Área de estudio

Nuestro estudio sobre la presencia de *Trichinella* spp se centra de nuevo en la Comunidad Autónoma de Galicia, por lo que las características geoclimáticas, socioeconómicas y biológicas son las mismas que las descritas en el apartado anterior.

4.2.2. Animales muestreados

Para el estudio de la presencia de *Trichinella* spp. en los principales carnívoros silvestres del noroeste peninsular se obtuvieron muestras de lobos y zorros provenientes de distintas zonas del territorio gallego.

Concretamente, en lo que respecta al zorro, es considerado como especie cinegética dada su abundancia y amplia distribución en todo el territorio, por lo que la Consejería de Medio Ambiente, máximo órgano competente en materia de caza, protección de especies silvestres y medio ambiente de la Comunidad Autónoma de Galicia, autoriza batidas anuales en forma de campeonatos de caza; los campeonatos son organizados durante los meses de noviembre a febrero por la Federación Gallega de Caza, tal y como se ha mencionado anteriormente.

La mayor parte de las muestras se obtuvieron de los zorros abatidos en dichas jornadas. Solo un pequeño número de los animales muestreados (<2%) procedió de los centros de recuperación de fauna silvestre (CRFS) dependientes de la Dirección General de Conservación de la Naturaleza de la Consejería de Medio Ambiente, Territorio e Infraestructuras de la Junta de Galicia, tratándose de animales que ingresaron muertos o fallecieron durante su estancia en los CRFS. Tal y como se ha indicado también en el apartado del estudio de *E. coli*, el muestreo se realizó siempre a partir de animales muertos, y nunca sobre animales vivos, de manera que se cumplieron escrupulosamente las directrices indicadas por la Comisión de Bioética de la Universidad de Murcia y de la Universidad de Santiago de Compostela.

El número final de ejemplares muestreados fue de 1196, provenientes de Lugo (661), Pontevedra (262), La Coruña (206) y Orense (67); el 56,5 % de estos fueron machos (43,5 % hembras) y el 35,2 % juveniles (64,8 % adultos) (Tabla 6).

Provincia	Número	%	Sexo	%	Edad	%
Lugo	661	55,3	**Machos**		**Juveniles**	
Pontevedra	262	21,9	676	56,5	421	35,2
La Coruña	206	17,2	**Hembras**		**Adultos**	
Orense	67	5,6	520	43,5	775	64,8
Total	1196	100	1196	100	1196	100

Tabla 6. Zona de captura, número, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.

Con respecto a las muestras procedentes de lobos, hay que tener en consideración que la especie es considerada de interés comunitario por la Directiva Hábitat de la CE 92/43, estando bajo protección estricta al sur del río Duero, pero es considerada como especie cinegética al norte (Anexo V), siendo las cuotas de caza establecidas anualmente por las correspondientes comunidades autónomas.

La mayor parte de las muestras de nuestro estudio procedieron de los CRFS gallegos, tratándose igualmente de ejemplares que ingresaron muertos o que fallecieron durante la estancia en los mismos; tan solo el 5% (5/100) de los lobos procedieron de batidas legales organizadas para el control de daños a la ganadería. Finalmente se muestrearon 100 ejemplares procedentes de Lugo (42%), La Coruña (35%), Pontevedra (20%) y Orense (3%), con una *sex ratio* 1:1, y una distribución parecida entre juveniles y adultos (43/57) (Tabla 7).

Provincia	Número	%	Sexo	%	Edad	%
Lugo	42	42	**Machos**		**Juveniles**	
Coruña	35	35	50	50	43	43
Pontevedra	20	20	**Hembras**		**Adultos**	
Orense	3	3	50	50	57	57
Total	100	100	100	100	100	100

Tabla 7. Zona de captura, números, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.

4.2.3. Toma de muestras

Los muestreos llevados a cabo en los ejemplares procedentes de los campeonatos de caza se realizaban “in situ” una vez recopilados de manera individual los siguientes datos:

Origen	Campeonato cinegético-CRFS
Fecha	Muerte-Muestreo
Localización	Georeferencia
Sexo	Macho-Hembra
Edad	Juvenil-Adulto
Muestras	Diafragma/Masetero/Lengua/Extremidad torácica

Tabla 8. Identificación de los ejemplares estudiados y muestras musculares recogidas para l detección de larvas de *Trichinella* spp.

Una vez identificado el animal, se procedió a la toma de muestras de los músculos de preferencia para la localización del parásito (pilares del diafragma, lengua, masetero o los flexores y extensores de la porción distal de la extremidad torácica), se almacenaron individualmente y se mantuvieron en refrigeración hasta su llegada al laboratorio de la Facultad de Veterinaria de Lugo; las muestras se mantuvieron refrigeradas a 4°C si el análisis se iba a realizar en un periodo inferior a 5 días desde la muerte del animal, o se congelaban a -20°C si el plazo era superior o si se iban a remitir a la Facultad de Veterinaria de Universidad de Murcia para su posterior análisis.

En el caso de las muestras remitidas desde alguno de los CRFS, estas se identificaban individualmente y se mantuvieron refrigeradas o se congelaban, al igual que en el caso anterior, en función de cuando se fuese a realizar su análisis.

En lo referente a la calidad de las muestras, no se han tenido en cuenta aquellas que no cumpliesen escrupulosamente las recomendaciones de la “Comisión

Internacional de Triquinelosis" (ICT); todas debían tener un peso superior a 50 g y debían proceder de músculos esqueléticos predilectos para la detección de las larvas de *Trichinella* spp., preferentemente una porción de cada zona (Gamble *et al*. 2000).

Para el análisis de las muestras, se utilizó el método oficial de referencia regulado por el Reglamento de Ejecución (UE) 1375/2015 de la Comisión de 10 de agosto de 2015, para la digestión artificial de muestras colectivas. En concreto, el protocolo seguido para cada muestra fue el siguiente:

- En primer lugar se retiraron los restos de material, orgánico o inorgánico, que pudieran influir en la digestión de las muestras (restos de pelo, grasa, tierra, etc.).
- Para realizar la digestión colectiva se pesaron 20 g de cada muestra de carnívoro hasta completar 100 g, procedentes de 5 individuos, en un contenedor estéril; el resto de las muestras se conservó para repetir la prueba en caso de ser necesario.
- La mezcla se homogeneizó en una picadora automática, se añadieron 10 g de pepsina (1/10.000 NF - DINKO®) y se diluyó en un vaso de precipitado en el que previamente se habían calentado 2 litros de agua, junto con 16 ml de ácido clorhídrico (25%), a una temperatura de 47°C. Se mantuvo a dicha temperatura en agitación continua, con ayuda de un agitador imantado, durante 30 minutos; si se detectaban fragmentos de musculatura sin digerir se mantenía 15 minutos adicionales en agitación.
- Tras la digestión se filtró el contenido a través de un tamiz de 180 micras y se dejó reposar durante 30 minutos en un embudo de decantación, se recogieron 40 ml en un decantador de cristal graduado, y se dejó reposar otros 10 minutos para que el contenido se separe de nuevo.
- A continuación se retiró con de una pipeta de cristal 30 ml de sobrenadante, y se recogieron los 10 ml restantes en una cubeta de fondo cuadriculado, junto a otros 10

ml de agua que se utilizaron para limpiar los restos del embudo; empleamos un estéreomicroscopio a 40x para detectar la presencia de larvas de *Trichinella* spp.

- En el caso de detectarse larvas se procedió a repetir la digestión individual de cada una de las muestras que formaban parte del *pool* de digestión positivo; en este caso, se utilizó la mitad de agua (1 litro), pepsina (5 g) y ácido clorhídrico (8 ml).
- Una vez aisladas las larvas de *Trichinella* spp. de los individuos positivos, se pasaron a una cámara de Favatti para su aislamiento. Para ello, con la ayuda de un microscopio (10x aumentos), se recogieron las larvas con ayuda de una pipeta Pasteur de cristal y se pasaron a un tubo cónico de centrifuga de 15 ml, se añadieron 10 ml de agua destilada y se dejó reposar 20 minutos; a continuación se eliminó el sobrenadante y se depositó el sedimento en un tubo Eppendorf de 1,5 ml. Por último para limpiar y conservar las larvas, se añadió etanol absoluto hasta el borde, se dejó reposar 10 minutos y se desechó el sobrenadante para volver a enrasar con etanol puro. Los Eppendorf correctamente identificados se precintaron con parafilm y se remitieron al Centro de Referencia Internacional de Trichinella del Instituto Superior de Sanidad de Roma para su identificación mediante técnicas moleculares según el protocolo de Pozio y La Rosa (2003).

4.3. Ectoparásitos vectores en carnívoros autóctonos

4.3.1 Área de estudio

En el caso del área de estudio de los ectoparásitos presentes en zorros, también se llevó a cabo en el territorio de la Comunidad Autónoma de Galicia.

4.3.2. Animales muestreados

Al igual que en el caso del estudio de *E. coli*, los ejemplares muestreados fueron zorros provenientes de las competiciones cinegéticas organizadas por la Federación Gallega de Caza, manteniéndose las mismas premisas legales y bioéticas que en los casos anteriores.

En total, durante los meses de enero y febrero del año 2010, se muestrearon 224 zorros procedentes de Galicia, concretamente, 166 capturados en la provincia de Lugo y 58 en Pontevedra. Los datos referentes a número de ejemplares muestreados, sexo, grupo de edad y zona de captura aparecen reflejados en la Tabla 9.

Provincia	Número	%	Sexo	Número	%	Edad	Número	%
Lugo	166	74,1	**Machos**	122	54,5	**Juveniles**	90	40
Pontevedra	58	25,9	**Hembras**	102	45,5	**Adultos**	134	60
Total	**224**	**100**	**Total**	**224**	**100**	**Total**	**224**	**100**

Tabla 9. Zona de captura, número de zorros, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.

4.3.3. Recolección de ectoparásitos

La toma de muestras se llevo a cabo “in situ” el mismo día del campeonato, conforme las cuadrillas de caza llegaban a la zona de control veterinario, de forma que transcurriese el menor tiempo posible entre que el animal era abatidos y se iniciaba la toma de muestras; dicho tiempo siempre fue inferior a 5 horas, ya que los participantes debían cazar y entregar las presas en el punto de control entre las 9 de la mañana y las 2 de la tarde.

En el caso concreto de la recolección de las garrapatas, se examinó con especial atención la cabeza, las orejas, el cuello, el perineo, la base de la cola, las axilas, vientre

e ingles (Estrada-Peña 2004b). Una vez detectada la presencia de garrapatas, el siguiente paso fue separarlas de la piel del hospedador. La operación fue llevada a cabo con sumo cuidado para que no se rompiera el capítulo y, de esta forma, obtener individuos íntegros en los que resultara factible su correcta identificación. El procedimiento consistió en sujetar la garrapata de la porción del capítulo, lo más cerca posible de la piel, y a continuación se extraía mediante tracción-rotación, utilizando unas pinzas metálicas de punta roma.

Tras la extracción de las garrapatas detectadas en cada animal, se procedió a conservarlas en etanol al 70% (Manilla 1998). El conjunto de ejemplares de un mismo animal fueron conservados en un frasco de cristal de 25 ml con tapón de rosca, debidamente etiquetados y sellados con parafilm (Estrada-Peña *et al.* 2004b). En cada bote se fijaron dos etiquetas, una fuera del bote de cristal y otra en el tapón; en ambas etiquetas se anotó, con lápiz, el número de identificación del individuo. De cada individuo se anotaba la siguiente información:

Origen	Campeonato cinegético-CRFS
Fecha	Muestreo
Localización	Georeferencia
Sexo	Macho-Hembra
Edad	Juvenil-Adulto

Tabla 10. Identificación de los ejemplares de zorros estudiados (origen, fecha, localización, seco y grupo de edad).

Debidamente conservadas e identificadas, las garrapatas fueron remitidas al laboratorio de la Unidad de Enfermedades Parasitarias del Departamento de Sanidad Animal de la Universidad de Murcia, donde se procedió a la identificación de cada uno de los especímenes obtenidos.

El primer paso en la identificación de las garrapatas fue lavar los ejemplares. Cada garrapata fue depositada sobre una placa de Petri con una solución acuosa de hidróxido potásico al 5% durante 5-10 minutos en agitación horizontal, retirándose posteriormente el exceso de liquido depositándolas sobre papel absorbente (Walker *et al*. 2003). Es habitual que las garrapatas, sobre todo las especies de palpos cortos, lleven adherido un tapón de cemento, que dificulta la identificación; para quitarlo, se recurrió al empleo de dos fórceps muy finos, manipulando con cuidado la garrapata bajo un estéreomicroscopio a 40x (Estrada-Peña *et al.*2004).

La identificación de las garrapatas se realizó con la ayuda de un estereomicroscopio a 40x, siguiendo los criterios morfométricos de Gil-Collado *et al.* (1979), Márquez *et al.* (1992), Travassos (1994), Manilla (1998), Bouattour (2001), Walker *et al*. (2003) y Estrada-Peña *et al*. (2004).

La detección y toma de muestras de las pulgas, al igual que en el caso de las garrapatas, se realizó “in situ” conforme los cadáveres iban llegando al punto de control veterinario.

Una vez localizadas las pulgas, y con la ayuda de un nebulizador con etanol al 70%, se humedecía la zona para reducir el movimiento de estos ectoparásitos. Con las mismas pinzas de punta roma utilizadas para la extracción de garrapatas, se procedía a recoger las pulgas, sin ejercer una excesiva presión para evitar su rotura o deformación y, con ello, facilitar la posterior identificación del ejemplar.

Para la conservación y almacenamiento de las pulgas se utilizaron los mismos protocolos que en el caso de las garrapatas (Soulsby 1987, Estrada-Peña *et al.* 2004).

Las pulgas fueron debidamente conservadas en botes, al igual que las garrapatas, y remitidas al laboratorio de la Unidad de Enfermedades Parasitarias del Departamento

de Sanidad Animal de la Universidad de Murcia, donde se procedió a la identificación de cada una de las pulgas obtenidas.

Para su identificación, las pulgas se enjuagaron en agua y se sumergieron en hidróxido de potasio (KOH) al 5% atemperado durante 10-15 minutos. Posteriormente, las pulgas se transfirieron a una combinación de alcohol y ácido clorhídrico (35%) durante 5 minutos para ajustar el pH y, seguidamente, fueron sometidas a un proceso de deshidratación mediante pases seriados en etanol a concentración creciente (50, 60, 70, 80, 90, 95 y 100%), durante 5 minutos cada inmersión. Por último, las pulgas se aclararon con xileno durante 5 minutos, y se montaron entre porta y cubreobjetos con una gota de DPX, que es un medio de montaje anhidro para microscopía, evitando el secado y deterioro de los ejemplares (Jittapalapong *et al*. 2008). Para la identificación de las especies de pulgas se utilizó un microscopio a 40x y las claves de Hopkins y Rothschild (1953) y Beaucournu y Launay (1990).

4.4. Ectoparásitos vectores en carnívoros alóctonos

4.4.1 Área de estudio

La isla de Corvo, situada en el archipiélago de las Azores, se encuentra a mitad de camino de los continentes europeo y americano (UTM Aeropuerto: 39.67150116,-31.11359978) (Figura 7), y presenta una superficie 17km², lo que la convierte en la isla más pequeña y occidental del archipiélago.

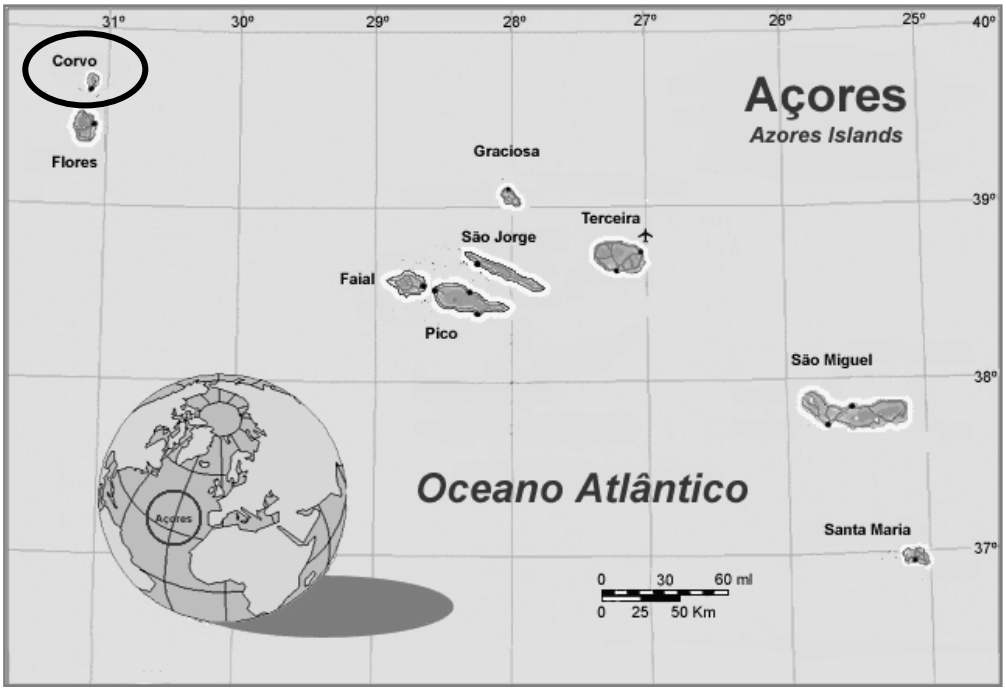

Figura 7. Localización de la isla de Corvo, archipiélago de las Azores (Portugal).

Su origen volcánico dio lugar a una geografía dominada por un gran cráter central, de 3,5 km de perímetro y una elevación máxima de 718 m, rodeado de escarpados acantilados rocosos en la mayor parte de la isla. El hábitat predominante de Corvo son los pastos con pequeñas áreas de cultivo; la cubierta vegetal nativa se reduce a manchas en los acantilados y otras zonas inaccesibles de la isla, ya que las principales actividades económicas son la ganadería, vacuno principalmente, y la agricultura.

El clima, con clara influencia atlántica, se caracteriza por un periodo estival moderadamente cálido y soleado (temperatura media de 17,6°C) y otro invernal (temperatura media de 14°C), con lluvias frecuentes (precipitación media anual de 915,7 ml/m²) y vientos fuertes (velocidad media de 19 km/h) (Hervías *et al*. 2013). La isla fue colonizada en 1558 por los portugueses (Chagas y Matos 1989), siendo permanente ocupada desde 1580 (Branco *et al*. 2008), existiendo en la actualidad un único asentamiento humano (Vila de Corvo), con 437 habitantes, localizado en una planicie de escasa altitud en el extremo sur de la isla.

Gracias a las pequeñas dimensiones y al aislamiento geográfico de la isla, la fauna se encuentra perfectamente catalogada. En lo que respecta a los vertebrados autóctonos, existen dos especies de mamíferos quirópteros (*Nyctalus azoreum* y *Pipistrellus* spp.) (Rainho *et al*. 2002, Salgueiro *et al*. 2007) y 23 de aves, 16 especies terrestres o dulciacuícolas (*Anas platyrhynchos*, *Carduelis carduelis*, *Columba livia*, *Columba palumbus*, *Coturnix coturnix*, *Fringilla coelebs*, *Gallinago gallinago*, *Gallinula chloropus*, *Larusmi chahellis*, *Motacilla cinerea*, *Passer domesticus*, *Scolopax rusticola*, *Serinus canaria*, *Sturnus vulgaris*, *Sylvia atricapilla* y *Turdus merula*) y 7 marinas (*Calonectris diomedea*, *Puffinus assimilis*, *Puffinus puffinus*, *Oceanodroma castro*, *Oceanodroma monteiroi*, *Sterna dougallii* y *Sterna hirundo*) (Le Grand 1983, Monteiro *et al*. 1996, Rodebrand 2011).

La introducción de especies exóticas, ratas (*Rattus rattus*), ratones (*Mus domesticus*), cabras (*Capra aegagrus*) y ovejas (*Ovis aries*), comenzó durante el periodo de colonización (1558), siendo los gatos domésticos (*Felis catus*) introducidos con posterioridad (1717), con el fin de controlar las poblaciones de roedores (Fructuoso 1591, Chagas y Matos 1989). En la actualidad los roedores se distribuyen, principalmente, en las áreas inferiores a los 250 m de altitud, mientras que cabras y ovejas se distribuyen mayoritariamente por las zonas altas de los acantilados situados en la vertiente oeste de la isla (Hervías *et al*. 2012). Con respecto a los gatos domésticos que, como hemos indicado, fueron liberados intencionalmente para controlar las poblaciones de roedores en las tierras de pastoreo, forman poblaciones asilvestradas que actualmente viven sin control alguno, localizándose las mayores densidades en las zonas bajas de la isla; en 2011, usando cámaras trampa y técnicas de captura-recaptura, se estimó que existían 163 gatos asilvestrados (Oppel *et al*. 2012).

4.4.2. Animales muestreados

En nuestro estudio, la investigación se basó en la población de gatos asilvestrados de la isla de Corvo. Pero, antes de entrar en detalles, debemos explicar brevemente el ámbito en el que fueron muestreados dichos carnívoros. Su estudio está directamente relacionado con el proyecto LIFE NAT/P/000649, que se basa en la población de pardelas de las Azores. Esta especie de ave es una de las especies autóctonas emblemáticas de la isla de Corvo, pues constituye el 70% de la población mundial, con entre 30.000 y 70.000 parejas reproductoras (Monteiro *et al*. 1996), siendo el número de individuos en Corvo relativamente mayor que en cualquier otra isla del archipiélago (Furness *et al*. 2000); sin embargo, sus poblaciones se están viendo afectadas en todas las islas Azores por la depredación de mamíferos introducidos (Fontaine *et al*. 2011), estimándose que, en el caso de Corvo, esta alcanza el 81% (Hervías *et al*. 2012), razón por la cual se puso en marcha el proyecto LIFE (NAT/P/000649). Dicho proyecto, denominado “Islas Santuario para las aves marinas”, se llevó a cabo en la isla de Corvo entre los años 2009-2012, y tuvo como objetivo investigar la viabilidad de un programa de erradicación de mamíferos exóticos en estado silvestre, dirigido a la protección de las especies nativas de aves marinas nidificantes en la isla. Con este motivo se llevó a cabo un programa de captura, esterilización y liberación de gatos asilvestrados, aprovechando dichas actuaciones para conocer el estado sanitario de los animales capturados.

Para la captura de los individuos analizados se utilizaron dos trampas modelo Eezicatch y cuatro de tipo Eeziset. Las trampas se instalaron todas las noches durante los meses de julio y agosto de 2010, seleccionándose las zonas más frecuentadas por los gatos (Oppel *et al*. 2012). Las trampas se cebaban con pescado al anochecer, siendo revisadas al día siguiente por la mañana temprano.

Una vez capturados los gatos, se les administraba una combinación de ketamina (4 mg/kg), butorfanol (0,3 mg/kg) y medetomidina (0,04 mg/kg) por vía intramuscular en una sola inyección (Laredo *et al*. 2001) como parte del protocolo anestésico para llevar a cabo la esterilización de los animales, tanto machos (vasectomía) como hembras (ligadura de oviducto). Todos los gatos recibieron por vía intramuscular atipamezol (0,15 mg/kg) como antagonista anestésico para conseguir una recuperación rápida y suave (Belda *et al*. 2005). Para evitar la recaptura de individuos ya esterilizados, y antes de su liberación, los gatos fueron marcados mediante la ablación de 1/3 del pabellón auricular externo de la oreja izquierda (Cuffe *et al*. 1983). El Consejo Europeo para la Protección de los Animales de Compañía, en su artículo 10 (European Convention for the Protection of Pet Animals 1987), prohíbe el corte de orejas por razones no sanitarias pero, sin embargo, autoriza dicha práctica cuando conlleve un beneficio para el animal; en nuestro caso dicho procedimiento permitió la identificación de los individuos ya esterilizados, evitándose de esta manera repetir procedimientos anestésicos y quirúrgicos de manera innecesaria.

4.4.3. Recolección de ectoparásitos

Una vez los gatos fueron anestesiados, y para comprobar la presencia de ectoparásitos, se procedió al examen visual exhaustivo de todo el cuerpo.

A partir de este momento, para la recolección, conservación e identificación de garrapatas se repitió el mismo protocolo que se ha descrito en el caso de los ectoparásitos procedentes de los zorros de Galicia.

Para la recogida de pulgas, al igual que en el caso de las garrapatas, se aprovechó el protocolo anestésico llevado a cabo para la esterilización los animales. En este caso se humedecía la zona donde se detectaban pulgas con un nebulizador y etanol

al 70% para reducir el movimiento del parásito, para posteriormente examinar la piel cuidadosamente utilizándose un peine de liendres para una extracción más efectiva de pulgas (Razmjo *et al*. 2013). En el resto de los pasos seguidos para la conservación e identificación de estos parásitos, de nuevo seguimos los mismos protocolos que han sido descritos en el apartado de los ectoparásitos de los zorros gallegos.

4.4.4. Análisis genético de los gatos muestreados

Existen referencias que indican que los gatos fueron introducidos por el hombre en la isla de Corvo antes de 1717 (Oppel *et al*. 2012), pero no existe ningún dato fidedigno que mencione el número original de animales que llegaron a la Isla; en base a la bibliografía consultada, se sabe que existe una estrecha relación entre el número de individuos introducidos en nuevos entornos y las cargas de ectoparásitos que estos presentan (Cornell y Hawkins 1993, Mitchell y Power 2003, Torchin y Mitchell 2004, Torchin *et al*. 2003, MacLeod *et al*. 2010). Teniendo en cuenta esta relación, y con el objetivo intentar interpretar los resultados de nuestro estudio, nos propusimos conocer el número inicial de individuos que pudo dar origen a la población actual de gatos asilvestrados de Corvo; para ello, se utilizaron las muestras de piel procedentes del pabellón auricular externo de los 48 ejemplares capturados y marcados durante el proyecto.

Las biopsias fueron conservadas en etanol absoluto para preservar el material genético, utilizándose para la extracción del ADN el kit Chelex® (Walsh*et al*. 1991). Posteriormente se llevó a cabo la amplificación del ADN mitocondrial mediante PCR utilizando una adaptación del protocolo diseñado por Driscoll*et al*. (2007). El ADN genómico de 50 ng se sometió a amplificación por PCR, con concentración final de 400 nM para cada cebador, en 1,5 mM de MgCl2 con KAPA Taq ADN polimerasa

(KapaBiosystems Inc. Wilmington, MA). Los cebadores CD-ND56-F1C (AACRTGGCTTTTTCAACTTTTA) y CD-ND56-R5B (GTGCATGTACCAYATTGAGAA) se utilizaron en una PCR con un ciclo inicial a 95° C durante 3 minutos y 35 ciclos a 94° C durante 45 segundos, seguido de 30 segundos a 58° C, 45 segundos a 72° C y un ciclo final de 10 minutos a 72° C. El producto de la PCR fue revisado mediante electroforesis en gel de agarosa, y posteriormente purificado y secuenciado mediante Macrogen Inc. (Seúl, Corea). Las secuencias se obtuvieron mediante Aligming y GENIOUS v5 (Drummond*et al*. 2010). Por último, las secuencias fueron alineados en CLUSTALW 2.0 (Larkin *et al*. 2007) y los haplotipos fueron identificados mediante TCS 1,21 (Clemente *et al*. 2000).

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Seropatotipos, filogrupos y genes de virulencia de las cepas ECVT aisladas de zorros

Con el objetivo de investigar la presencia de cepas de *E. coli* verotoxigénicas (ECVT) en las poblaciones de zorro gallegas, una de las especies de fauna silvestre que más ha incrementado sus poblaciones en Europa en los últimos años, sobre todo en zonas urbanas y periurbanas, así como para analizar el riesgo epidemiológico que dichas poblaciones silvestres pueden representar para otras especies silvestres, el ganado doméstico y para el propio ser humano, entre los años 2009 y 2010 se analizaron un total de 260 muestras fecales de zorros (1 muestra por animal) mediante cultivo selectivo para *E. coli* y PCR sobre el crecimiento confluente de dichos cultivos utilizando cebadores específicos de los genes *vt1* y *vt2*. De aquellos cultivos positivos se localizaron colonias individuales mediante el mismo procedimiento y, posteriormente se completó su caracterización feno- y genotípica.

El análisis de confluentes mediante PCR mostró que 16 de los 260 zorros muestreados (6,1%) eran positivos para los genes codificadores de las verotoxinas. De esos 16 confluentes positivos, se recuperaron colonias ECVT de 5 muestras de zorros (1,9%; 5/260) con un total de 6 colonias ECVT diferentes. La caracterización de las 6 cepas ECVT aisladas de zorros reveló que pertenecían a 6 serotipos (O5:HNM, O9[H21], O98:[H21], O146:[H21], ONT:H16, O177:H11) y a 2 grupos filogenéticos (3 cepas al filogrupo A y 3 cepas al filogrupo B1). De acuerdo con la clasificación de Karmali (2003), las cepas aisladas pertenecieron a 3 seropatotipos: seropatotipo C asociado a SUH (1 cepa O5:HNM), seropatotipo D asociado a diarrea(1 cepa O9[H21], 1 cepa O98:[H21], 1 cepa O146:[H21]) y seropatotipo E no asociado a patología humana (1 cepa O177:H11). El tipado y subtipado de verotoxinas reveló que 2 cepas eran *vt1* (2 del subtipo *vt1a*), 3 cepas *vt2* (1 del subtipo *vt2a*, 1 del subtipo *vt2e* y 1 del

subtipo *vt2g*) y 1 cepa *vt1vt2* (subtipos *vt1cvt2b*). Por último, 3 de las 6 cepas ECVT aisladas de zorros eran portadoras del gen *eae*, cuyo subtipado reveló 2 subtipos de intiminas (β, ζ1) (Tabla 11).

Seropatotipo	Serotipo (nº cepas)	Filogrupo	Tipado de genes
C	O5:HNM (1)	A	*vt1aeae*-β1
D	O9[H21] (1)	A	*vt2e*
	O98:[H21] (1)	B1	*vt1aeae*-ζ1
	O146:[H21] (1)	B1	*vt1c vt2b*
	ONT:H16 (1)	A	*vt2g*
E	O177:H11 (1)	B1	*vt2aeae*-β1

Tabla 11. Caracterización de las 6 cepas ECVT aisladas de zorros en el presente estudio.

Tres de las 6 cepas ECVT aisladas de zorros en este estudio (O5:HNM, O98:[H21] y O146:[H21]) mostraban perfiles genéticos similares a otras cepas ECVT de patología humana de la colección del Laboratorio de Referencia *E. coli* de la Universidad de Santiago de Compostela (LREC-USC); portando 2 de las cepas el gen *eae* responsable de la lesión de adhesión y borrado; además, 4 cepas portaban subtipos *vt* asociados con patología humana (*vt1a*, *vt1c*, *vt2a*, *vt2b*) (Friedrich *et al*. 2003, Jelacic *et al*. 2003, Bielaszewska *et al*. 2013). Al comparar los perfiles de macrorrestricción de 4 de las 6 cepas ECVT (2 sufrieron autodigestión) mediante PFGE se observó una alta diversidad genética, en correlación con la heterogeneidad de serotipos y perfil de genes de virulencia (Figura 8).

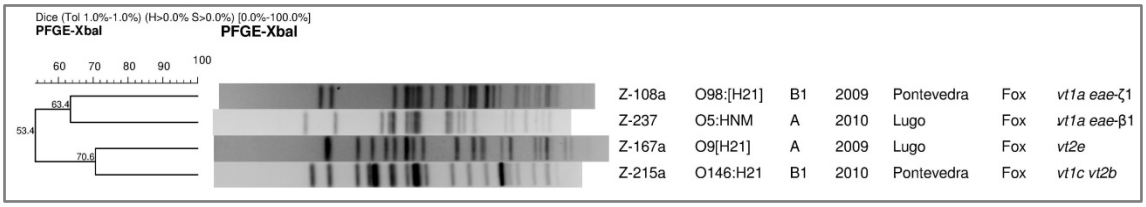

Figura 8. Dendrograma de los perfiles de PFGE de 4 cepas ECVT aisladas de zorros del presente estudio. A la derecha del dendrograma figuran los códigos de cepa, serotipos, grupos filogenéticos, año de aislamiento, origen geográfico, y genes de virulencia.

Y al comparar sus perfiles de macrorrestricción, la cepa O5:HNM aislada de zorro formó un clúster de identidad 89,5% con una cepa de origen humano y una cepa aislada de carne de vacuno (Figura 9).

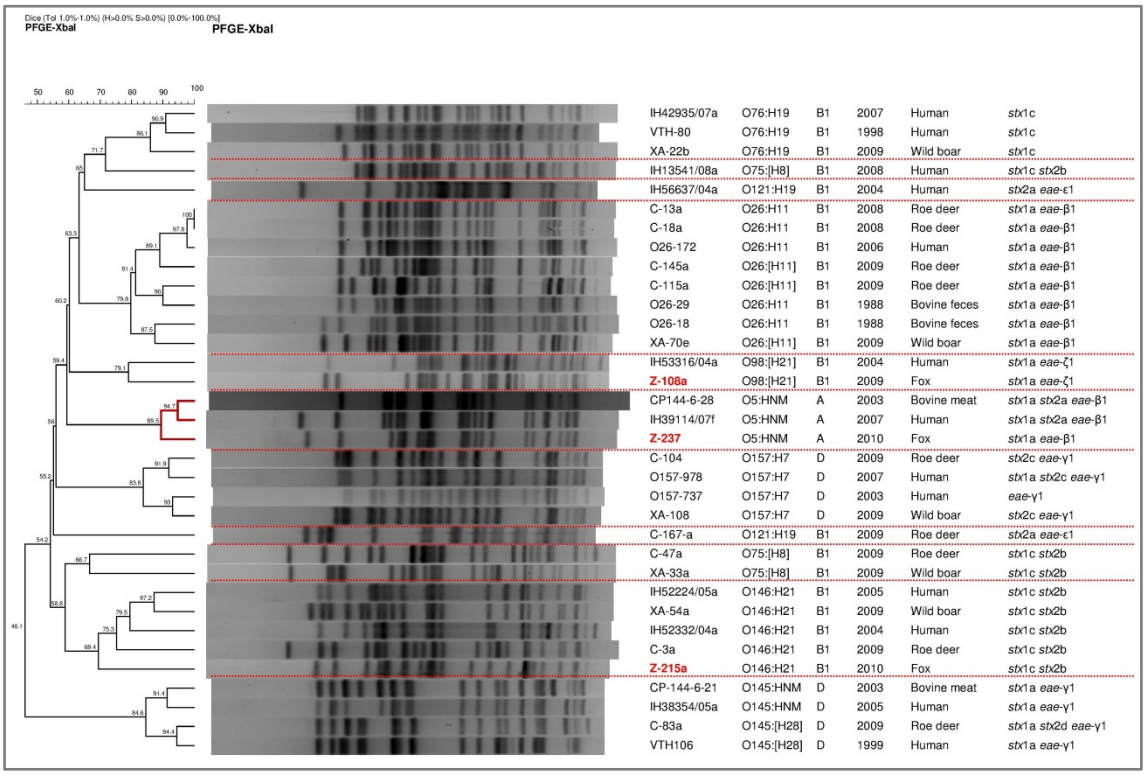

Figura 9. Dendrograma de los perfiles de 17 cepas de fauna silvestre y 17 cepas de la colección LREC-USC (Fuente: Mora *et al*. 2012A la derecha del dendrograma figuran los códigos de cepa (en rojo las 3 cepas aisladas de zorro del presente estudio), serotipos, grupos filogenéticos, año de aislamiento, origen geográfico, y genes de virulencia.

Hasta la fecha, se han realizado pocos estudios sobre la prevalencia de cepas ECVT no O157 en fauna silvestre y además, la mayoría de los estudios se han centrado en ungulados: Caprioli *et al*. 1991 en Italia, Fukuyama *et al*. 1999 en Japón, Lillehaug *et al*. 2005 en Noruega, Sánchez *et al*. 2009, Sánchez *et al*. 2010 en el suroeste de España y Hofer *et al*. 2012 en Suiza. El presente estudio es el primero que analiza la presencia de cepas ECVT O157 y no O157 en zorros, y aunque la prevalencia de aislamiento que detectamos en zorros fue baja (1,9%), 3 de las 6 aisladas (O5:HNM, O98:[H21] y O146:[H21]) mostraban los mismos serotipos y genes de virulencia que cepas de origen clínico humano; además, 2 de los 6 serotipos (O5:HNM y O146:[H21]) se encontraron

entre los más frecuentemente detectados en las cepas ECVT aisladas de pacientes del Hospital Universitario Lucus Augusti (HULA) de la ciudad de Lugo entre los años 2003 y 2011 (Mora *et al*. 2011). Es interesante destacar que el serotipo O146:[H21] no solo se asocia frecuentemente (es de los más prevalentes) a procesos de diarrea en humanos en la provincia de Lugo, sino que además se aísla de la carne de vacuno y productos vegetales vendidos en esta ciudad entre los años 1995 y 2009 (Mora *et al*. 2007, Mora *et al*. 2011, Herrera 2015). Además, si comparamos los serotipos encontrados en los zorros de nuestro trabajo con los aislados del ganado bovino entre los años 1993 y 1999 en Galicia (Blanco *et al*. 2004), observamos como O177: H11 aparece en las muestras de dicho trabajo. Por último, al relacionar los datos obtenidos en los zorros con los de otros animales silvestres (jabalí y corzo), estudiados en el mismo periodo y área geográfica (Mora *et al*. 2012), detectamos la presencia del serotipo O146:[H21] en las tres especies; fuera de nuestra área geográfica, Miko *et al*. (2009), en un trabajo realizado sobre muestras jabalíes y corzos en Alemania, también detecta la presencia de O5:HNM y O146:[H21] en ambas especies.

A la vista de los resultados, y si aceptamos que el ganado vacuno es el principal reservorio de cepas ECVT, podríamos afirmar que la fauna silvestre en Galicia juega un papel importante en el ciclo de mantenimiento y transmisión de este tipo de cepas, como se desprende del nivel de similitud entre las cepas ECVT identificadas. Sin duda, las altas densidades que alcanzan tanto ungulados silvestres, como el propio zorro, así como la ganadería tradicional extensiva, semi-extensiva y trashumancia como práctica habitual, el alto porcentaje de población rural de Galicia, y las citadas características intrínsecas del propio patógeno (gran capacidad de dispersión, resistencia en el medio y baja dosis infectiva), van a favorecer el contacto interespecífico entre las especies domésticas y las silvestres, y por tanto la transmisión de patógenos. Es importante

destacar que esta transmisión parece mantenerse en el tiempo, ya que se aislaron cepas agrupadas en diferentes años.

En el caso concreto del zorro, existen multitud de trabajos que ponen de manifiesto el papel del cánido como hospedador y potencial transmisor de diferentes patógenos infectocontagiosos, tanto a especies silvestres, domésticas y al propio hombre (Truyen *et al*. 1998, Almería *et al*. 2002, Desplazes *et al*. 2004, Davidson *et al*. 2006, Letková *et al*. 2006, Nagano et al. 2007, Splettstoesser *et al*. 2007, Balboni *et al*. 2013, Hodžić *et al*. 2014). Sin embargo, hasta el momento, no existía información sobre la presencia de cepas ECVT en zorros, siendo nuestro estudio el primero en el que se han aislado dichas cepas en la especie. Estos datos adquieren especial relevancia en el caso del carnívoro por varias razones: en primer lugar ECVT es considerada el principal agente patógeno transmitido por los alimentos en todo el mundo, cepas que pueden pasar desapercibidas en las especies silvestres, pero que en el hombre son causa de diarrea, colitis hemorrágica, síndrome urémico hemolítico e incluso de la muerte del paciente (Smith *et al*. 2014). En segundo lugar, el incremento de las densidades de zorros en los últimos años, sobre todo en áreas urbanas y periurbanas de toda Europa, ha provocado un aumento en la biomasa de los patógenos que alberga y, con ello, la transmisión de patógenos entre las diferentes especies con las que interacciona, incluyendo el hombre (Hegglin 2003, Desplazes *et al*. 2004, Fischer *et al*. 2005, Letková *et al*. 2006, Reperant *et al*. 2007). En tercer lugar, LloydSmith *et al*. (2005) y Van Der Waal *et al*. (2014) hablan del término *super-spreader* (super-dispersador) refiriéndose a aquellos individuos que, bien por su conducta social, o por su capacidad de diseminar patógenos, están altamente involucrados en su transmisión; en este sentido el zorro llega a alcanzar mayores densidades en los entornos antropomórficos, convirtiéndose en una especie sinantrópica que vive en estrecho contacto con especies

domésticas y el hombre (Desplazes *et al*. 2004), lo que unido a su comportamiento de marcaje con excrementos de sus límites territoriales (Guislain *et al*. 2007), en nuestro caso las zonas urbanas y periurbanas, así como en lugares de almacenamiento de alimentos (Tolhurst *et al*. 2011), como granjas o basureros, incrementa los riesgos de transmisión a los animales domésticos y las personas, por lo que podría considerarse a la especie como *super-spreader*. Por último, y en cuarto lugar, la resistencia a antimicrobianos ha pasado de ser un problema de salud humana a ser un problema ecológico, al convertirse la vida silvestre en reservorio ambiental y crisol de la resistencia bacteriana (Radhouani *et al*. 2014); por lo general, la vida silvestre no está expuesta a los agentes antimicrobianos clínicos, pero puede adquirir las bacterias resistentes a los antimicrobianos a través del contacto con los seres humanos, animales y el medio ambiente, donde el agua contaminada con heces parece ser el vector más importante de contaminación (Martínez 2009, Radhouani *et al*. 2014), por lo que recientemente ha habido un creciente interés en el estudio de bacterias resistentes y genes de resistencia aisladas de animales silvestres (Allen *et al*. 2011). De hecho, las bacterias fecales como *E. coli*, fácilmente diseminadas por los ecosistemas a través del agua (Guenther *et al*. 2011), y las especies animales con mayor grado de asociación con la actividad humana, son las que mayores porcentajes de bacterias resistentes presentan (Skurnik *et al*. 2006, Allen *et al*. 2010). Por lo tanto, la presencia de *E. coli* en zorros puede tener consecuencias sanitarias, ecológicas y económicas, siendo necesario realizar nuevos trabajos que incluyan a este cánido entre las especies estudiadas.

En definitiva, *Escherichia coli* es uno de los principales microorganismos del tracto intestinal de la mayoría de mamíferos, no provocando habitualmente ECVT enfermedades en los animales, pero sí en los seres humanos. Hasta el momento, la mayoría de estudios se han realizado sobre cepas O157:H7, y se ha considerado a los

rumiantes el principal reservorio de ECVT zoonósicas; sin embargo, cada vez con mayor frecuencia se asocian nuevas cepas no-O157:H7 con enfermedad humana, hasta el punto de ser considerada infravalorada por algunos autores (Fairbrother y Nadeau 2006). En el presente trabajo ponemos de manifiesto la importancia epidemiológica de dichas cepas, así como el papel que el zorro tiene en el mantenimiento y transmisión en nuestra zona de estudio. Por lo tanto, y a la luz de los datos obtenidos, no solo el ganado vacuno, los ungulados silvestres, y las cepas O157:H7, se deben de tener en cuenta a la hora de establecer programas de vigilancia epidemiológica, el zorro como especie sinantropica que puede alcanzar altas densidades en áreas antropogénicas, y las cepas no-O157:H7, deben ser otro de los factores a estudiar para una mejor comprensión de la ecopatología del patógeno.

5.2. *Trichinella* spp.

Con la finalidad de conocer la presencia de *Trichinella* spp. en los principales carnívoros del noroeste peninsular, analizamos la presencia del parasito en 100 de lobos y 1196 de zorros procedentes de Galicia; concretamente se estudiaron muestras de lobos y zorros remitidos de las 4 provincias gallegas (Tabla 12):

Especie	**Provincia**				
	Lugo	**Pontevedra**	**La Coruña**	**Orense**	**Total**
Lobo (*Canis lupus signatus*)	42	20	35	3	100
Zorro (*Vulpes vulpes*)	661	262	206	67	1.196

Tabla 12. Número de individuos procedentes de cada provincia gallega.

De las 1.296 muestras analizadas en el presente estudio se recuperaron larvas de *Trichinella* spp. en 12 (0,9%) de ellas. Concretamente resultaron positivos 3 lobos (el 3% de los individuos) y 9 zorros (el 0,75% de los ejemplares analizados). Las larvas

aisladas fueron remitidas al Centro de Referencia Internacional de *Trichinella* del Instituto Superior de Sanidad de Roma para su análisis genético. En los lobos se identificaron dos especies de *Trichinella*: *T. britovi* y *T. spiralis*, en tanto que en los zorros solo se detectó *T. britovi* (Tabla 13).

Especie	**Provincia**				**Sexo**		**Edad**		***Trichinella* spp.**
	Lugo	**Pontevedra**	**Coruña**	**Orense**	**Machos**	**Hembras**	**Juveniles**	**Adultos**	
Lobo (*C. lupus signatus*)	1 (2,3%)	1 (5%)	1 (2,8%)	0 (0%)	1 (2%)	2 (4%)	0 (0%)	3 (5,2%)	*T. britovi* - *T. spiralis*
Zorro (*V. vulpes*)	5 (0,7%)	1 (0,3%)	1 (0,4%)	2 (2,9%)	4 (0,5%)	5 (0,9%)	2 (0,4%)	7 (0,9%)	*T. britovi*

Tabla 13. Lobos y zorros positivos a *Trichinella* spp., procedencia, sexo y grupo de edad.

Si revisamos el estado de las principales especies silvestres implicadas en la epidemiología de *Trichinella* spp., comprobamos como en los últimos años muchas de ellas están siendo protegidas por la legislación vigente, lo que ha limitado la toma de muestras, y es un obstáculo fundamental para la comprensión de la ecopatología del ciclo selvático del patógeno (Pozio 2005). Este es el caso del lobo ibérico (*Canis lupus signatus*), en el que el último estudio llevado a cabo en España se remonta al 2001; en dicho trabajo se analizaron mediante digestión artificial muestras de tejido diafragmático procedentes de 47 lobos del noroeste de España. Las larvas de *Trichinella* spp. aisladas se remitieron al Centro de Referencia Internacional de *Trichinella* del Instituto Superior de Sanidad de Roma, para su análisis mediante RAPD (amplificación aleatoria de ADN polimórfico), identificándose tan solo una de las larvas, que pertenecio a la especie *T. britovi* (Segovia *et al*. 2001).

En nuestro estudio hemos analizado 100 muestras procedentes de Galicia, el 4% de la población total de lobo ibérico estimada, y el 1% de la población de lobo en Europa (Kaczensky *et al*. 2012). En España hasta el momento solo se han descrito dos especies de *Trichinella* spp., *T. spiralis* y *T. britovi* (Rodríguez *et al*. 2008), habiendo detectado en nuestro caso la presencia de ambas, además de una parasitación mixta en uno de los ejemplares. Según la literatura revisada (Pozio 2000, Oivanen *et al*. 2002 y Rodríguez *et al*. 2008), las parasitaciones mixtas se pueden detectar cuando se examina una cantidad suficiente de animales en un área donde dos o más especies de *Trichinella* spp. coexisten. Por lo tanto, es razonable pensar que en nuestro caso hemos examinado un número suficiente de lobos, lo que ha permitido detectar dos especies de *Trichinella*, un valor añadido dada la escasa información que existe hasta el momento sobre la epidemiologia del patógeno en el lobo en España. Además, estos resultados son de gran valor, ya que es la primera vez que se cita una infección mixta por *T. spiralis* y *T. britovi* en lobo en Europa, y la primera vez que se ha identificado *T. spiralis* en muestras de lobo de España.

Por otro lado, los resultados confirman el papel de los grandes carnívoros como bio-acumuladores de patógenos, debido a que estos predan muchos de los posibles hospedadores de *Trichinella* spp. y pueden acumularlos dándonos una idea de los patógenos presentes en el medio (Pozio 2000). En el mismo sentido, Scaramozzino *et al*. (1993) consideran al lobo un "animal centinela" de la triquinelosis selvática, ya que al encontrarse en la parte superior de la cadena trófica, puede darnos una idea de la presencia del parásito en algunas de las especies que forman parte de su dieta y que pudieran tener prevalencias muy bajas y difíciles de detectar. Tan solo en Europa se han identificado 20 especies hospedadoras de *T. spiralis* y *T. britovi* (Pozio *et al*. 2009), todas ellas posibles presas de lobo; en este sentido, el jabalí (*Sus scrofa*), una de las

principales presas en el noroeste de la Península Ibérica (Nores *et al*. 2008 y Barja 2009), ha mostrado prevalencias del 0,04% en *T. britovi* y del 0% en *T. spiralis* en los últimos años (Rodríguez *et al*. 2015), por lo que la presencia de *T. spiralis* y *T. britovi* en lobos parece confirmar el papel "centinela" de la especie. Sin embargo, en España, la carne de jabalí es una de las principales fuentes de infección para el ser humano (Rodríguez *et al*. 2004), siendo la causa del 80% de los casos positivos entre los años 1994 y 2006 (Martín *et al*. 2007), y aunque el jabalí presente en la zona prevalencias muy bajas, cercanas al 0%, es el ungulado más ampliamente distribuido de la Península Ibérica (Rosell y Herrero 2002), y tanto su rango de distribución como sus densidades siguen aumentando actualmente (Gortázar *et al*. 2000, Acevedo *et al*. 2006, Bosch *et al*. 2012). Este incremento podría conducir a un aumento de la presencia de *T. spiralis*, con el consiguiente riesgo de transmisión al ciclo doméstico (Pozio *et al*. 2009), lo cual podría dar lugar mediante un mecanismo de retroalimentación al incremento de la presencia de lobos infectados, aumentando la posibilidad de transmisión a los jabalíes, dados los hábitos carroñeros y caníbales de estos (Gavaudan *et al*. 2012), por lo que es fundamental el estudio de especies centinelas como el lobo. Este papel es aún más relevante en el caso de Galicia, ya que es la única Comunidad Autónoma en la que no se han detectado casos de *Triquinella* spp. humana en los últimos años (Rodríguez *et al*. 2004, Martín *et al*. 2007), y en la que la presencia de este cánido es constante.

Además, la mayoría de los estudios referentes a la presencia de *Trichinella* en carnívoros silvestres se han llevado a cabo en animales cazados, zorros fundamentalmente, lo que también ha limitado hasta el momento la comprensión del ciclo de selvático de la triquinelosis (Pozio 2005). Campbell (1988), Pozio *et al*. (1996) y Pozio (1998) afirmaron que el parasito afecta normalmente a carnívoros con un comportamiento caníbal y carroñero, siendo el zorro rojo el principal reservorio en

Europa, en tanto que los lobos generalmente juegan un papel secundario debido a sus reducidas poblaciones; concretamente, en España, el zorro es el carnívoro silvestre más abundante (Barbosa *et al*. 2005), siendo Galicia una de las zonas con mayores densidades de la Península Ibérica e incluso de Europa (Díaz 2009). Sin embargo, dependiendo de las circunstancias locales, otros carnívoros pueden reemplazar esa posición (Enemark *et al*. 2000), pudiendo los lobos actuar como reservorio principal en determinadas áreas (Segovia *et al*. 2001). En este sentido, normalmente, donde zorro y lobo son especies simpátricas, la prevalencia del parasito es mayor en los lobos, tal y como se refleja en diferentes estudios (Brglez 1988, Scaramozzino *et al*. 1993, Stancampiano *et al*. 1994, Pozio *et al*. 1996, Beck *et al*. 2009, Pozio *et al*. 2009, Blaga *et al*. 2009, Bakasejevs *et al*. 2012, Gavaudan *et al*. 2012 y Zivojinovic *et al*. 2013). Esto concuerda con los datos obtenidos en nuestro trabajo, en donde el lobo alcanzó una prevalencia del 3%, mientras que sólo el 0,75% de los zorros fueron positivos a *Trichinella* spp. La razón de estas diferencias podría tener su origen en la alimentación de ambas especies; Franchimont *et al*. (1993), Oivanen y Oksanen (1993) y Zarnke*et al*. (1999) exponen que las prevalencias de *Trichinella* spp. son mayores en especies estrictamente carnívoras que en las omnívoras. Lamentablemente, existen pocos estudios que comparen las dietas de lobos y zorros en una misma área (Macdonald *et al*. 1980, Reig *et al*. 1985); sin embargo, Patalano y Lovari (1993), en uno de los pocos estudios realizados simultáneamente sobre ambas especies, ponen de manifiesto la mayor dependencia del lobo a una dieta estrictamente carnívora, adaptándose el zorro a otros recursos, como frutas e insectos. Más recientemente, Remonti *et al*. (2005) afirmaron que el zorro es una especie oportunista capaz de alimentarse de altos porcentajes de materia vegetal, con menos de un 1% de posibles restos asociados a comportamientos caníbales, mientras que el lobo se alimenta fundamentalmente de

ungulados silvestres (Capitani *et al*. 2004). Casulli *et al*. (2001) realizaron un estudio en Rusia en el que atribuyeron las altas prevalencias de *Trichinella* en lobos de la zona al consumo de perros domésticos y carcasas de lobos abandonadas por cazadores. Además, los lobos matan y consumen carne de zorros (Boscagli 1995), e incluso de otros lobos, lo que incrementa las posibles fuentes de infección frente a los zorros (Zarnke *et al*. 1999). En definitiva, podemos considerar que el lobo juega un papel fundamental en la epidemiologia de *Trichinella* spp. en el noroeste peninsular, mientras que el zorro, a pesar de sus altas densidades, juega un papel secundario en nuestra zona de estudio, tal y como se postula en estudios previos.

Con respecto a las especies de *Trichinella* detectadas, en Europa *T. spiralis* y *T. britovi* son las dos especies más comunes (Pozio *et al*. 2009); en este mismo trabajo se afirma que en la mayoría de los países *T. britovi* presenta mayores prevalencias (62,5-100% de los aislamientos frente al 0,0-37,5% de *T. spiralis*), si bien en algunos países, entre ellos España, *T. spiralis* es la especie más detectada (del 56,3 al 84,2% de los casos). Las razones a las que alude el estudio son la procedencia de la mayoría de las muestras, el 87% de Extremadura, donde hasta no hace muchos años el ciclo doméstico estaba aún activo (Pérez-Martín *et al*. 2000), y a que solo un pequeño porcentaje, el 5,4% de las muestras, fueron aisladas de carnívoros silvestres, existiendo una fuerte asociación entre *T. spiralis* y el ciclo doméstico y *T. britovi* y los carnívoros silvestres. Esto concuerda con nuestros resultados ya que, a pesar de contradecir en principio los datos de Pozio *et al*. (2009), y detectar mayores prevalencias de *T. britovi* (80% de los casos positivos, frente al 10% de *T. spiralis* y 10% de infecciones mixtas por ambas especies del parásito), las muestras provienen del noroeste peninsular, donde no se han detectados brotes de la enfermedad en humanos desde 1989 hasta la actualidad (Parras *et al*. 2004, Martín *et al.* 2007, RNVE 2008, Perteguer *et al*. 2009, Alonso *et al*. 2011,

ISCIII 1997-2015), y el estudio se ha llevado a cabo sobre cánidos silvestres (lobos y zorros). Además, los mayores porcentajes de *T. britovi* son consistentes con la distribución histórica de la especie en Europa (Zarlenga *et al*. 2006) y con la más reciente circulación de *T. spiralis* por el continente (Rosenthal *et al*. 2008). En este sentido, Fonseca-Salamanca *et al*. (2009) apoyan esta hipótesis a través de estudios genéticos realizados en muestras procedentes del norte peninsular, postulando que ha habido una introducción más reciente de *T. spiralis* junto a cerdos domésticos, frente al endemismo de *T. britovi*, lo que también podría explicar las menores prevalencias de la primera asociada a la fauna silvestre.

Sin embargo, aunque la epidemiología de *T. spiralis* se encuentra fuertemente asociada al ciclo doméstico, fundamentalmente a los suidos (Pozio *et al*. 2009, Ribicich *et al*. 2010), también se ha detectado en la fauna silvestre, asociada al ciclo silvestre, de diferentes países de América, Asia y Europa (Ribicich *et al*. 2010). Concretamente, Pozio *et al*. (1996) exponen que *T. spiralis* puede encontrarse en animales silvestres de las regiones donde entran en contacto con animales domésticos parasitados; de hecho, la detección de *T. spiralis* en animales silvestres sugiere que la transmisión se produce por la gestión inadecuada de los animales domésticos, bien sea por el acceso directo a carcasas, o a los propios animales infectados en ganadería extensiva (Pérez-Martín *et al*. 2000, Kapel 2005, Pozio y Murrell 2006) tal y como se ha comprobado en España, Finlandia y varios países del este de Europa (Pozio 1998, Oivanen *et al*. 2002,Malakauskas *et al*. 2007). Aun así, tal y como exponen Pozio *et al*. (2009) en su trabajo “Hosts and habitats of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Europe”, los bajos porcentajes de *T. spiralis* en carnívoros silvestres sugieren que estos no juegan un papel importante en el mantenimiento y transmisión del parasito en la naturaleza, en contraste con el jabalí, que es una pieza fundamental en su transmisión a través del ciclo

silvestre. Pone como ejemplo al zorro, indicando que en las zonas donde este no existe, o donde el ciclo domestico ha desaparecido, las prevalencias del parasito en el carnívoro son muy bajas (Rafter *et al*. 2005, Pozio 2007b) e incluso nulas (Pozio y La Rosa 1998, Zimmer *et al*. 2008). En el presente trabajo detectamos que la prevalencia de *T. spiralis* en zorros fue del 0% pero, sin embargo, en los lobos esta se incrementaba hasta alcanzar el 40% de los lobos parasitados por *Trichinella* spp., lo que podría contradecirlo anteriormente expuesto. Rafter *et al*. (2005) y Fonseca-Salamanca *et al*. (2009) argumentan que *T. spiralis* puede mantener su ciclo selvático perfectamente viable durante años, independientemente de la existencia de un ciclo doméstico. Esto concuerda más con los resultados obtenidos ya que, aunque no existen registros de brotes causados por *Trichinella* spp. en cerdos en los últimos años, y como hemos indicado anteriormente, no se han producido brotes de la enfermedad en humanos desde 1989, hemos detectados altas prevalencias de *T. spiralis* entre los lobos parasitados, lo cual puede tener una doble lectura: por un lado confirma la permanencia en el medio de *T. spiralis* con independencia del ciclo doméstico, y por otro la importancia del lobo como “bio-acumulador” y “centinela” frente a otros posibles hospedadores, tal y como ya hemos mencionado.

Por último, debemos resaltar que la presencia de *Trichinella* spp. no solo puede tener repercusiones sanitarias para el resto de animales silvestres, domésticos y el propio hombre, sino que también puede dar lugar a importantes pérdidas económicas en la zona; por un lado, la presencia de *Trichinella* spp. en carnívoros silvestres, y su posible transmisión a suidos silvestres, podría ser el desencadenante de problemas de exportación de productos cárnicos y derivados, como lo demuestra el brote originado en Suecia debido al consumo de carne de jabalí importada de España (Gallardo *et al*. 2007). Por otra parte, la legislación europea (REGLAMENTO (UE) 216/2014) permite

el reconocimiento oficial de las explotaciones de cerdos libres de *Trichinella* siempre que se haya aplicado un programa de vigilancia de la fauna silvestre basado en el riesgo en las zonas en las que coexisten fauna salvaje y explotaciones que solicitan la declaración de libres de *Triquinella*, a fin de reducir las inspecciones veterinarias. Por lo tanto, es esencial el estudio, y comprensión, de la ecopatología del parasito en la zona, tal y como establece la legislación sobre higiene alimentaria aplicada en toda la UE, en virtud del Reglamento (UE) 2015/1375 de la Comisión de 10 de agosto de 2015, según el cual los estados miembros deben poner en práctica un programa de monitoreo en todas las especies hospedadoras susceptibles a fin de minimizar las posibles consecuencias que su presencia y una mala gestión de la fauna silvestre implicada puede tener tanto en los aspectos sanitarios como económicos de la zona. Recordemos que la fauna silvestre es el mayor reservorio del género *Trichinella* en Europa, capaz de mantener las prevalencias muy bajas durante años al ser imposible su erradicación (Rafter *et al*. 2005, Hars *et al*. 2007), lo que la convierte en la principal fuente de infección para los animales domésticos y para el hombre (Pozio y Murrel 2006), siendo los carnívoros silvestres el orden más importante en la epidemiología del parasito (Kapel 2000, Webster *et al*. 2002). En ese sentido, Pozio *et al*. (1998) afirman que se puede conseguir mantener unas bajas prevalencias del parásito entre la fauna silvestre mediante una buena gestión de las basuras y restos de caza en la zona; sin embargo, en España es la actividad humana la que mayor influencia tiene sobre dicho ciclo como consecuencia de una manipulación inadecuada de las carcasas y vísceras procedentes la actividad cinegética (Pérez-Martín *et al*. 2000), ya que la principal vía de transmisión a la población humana es el consumo de carne de jabalí (Rodríguez *et al*. 2004). Por ello, es de vital importancia una detección precoz del parasito entre los carnívoros silvestres, así como la instauración de medidas higiénico-sanitarias entre la población de cazadores

en particular, y sobre toda la industria cárnica relacionada y los propios consumidores en general, tal y como ya han expuesto otros autores previamente (Pérez-Martín *et al*. 2000, Pozio y Murrell 2006, Giessen *et al*. 2007, Rosenthal*et al*. 2008, Széll *et al*. 2008, Pozio *et al*. 2009, Ribicich *et al*. 2010, Széll *et al*. 2013).

En definitiva, nuestro estudio confirma los datos de trabajos anteriores (Pozio 2000b, Cvetkovic *et al*. 2011) en los que se afirma que los carnívoros silvestres juegan un papel fundamental en la transmisión de *Trichinella* spp. entre los animales domésticos, y los ciclos silvestres, como consecuencia de su presencia en ambientes sinantrópicos y a que son los principales reservorios de *Trichinella* entre la fauna silvestre; concretamente, el lobo, por su posición en lo más alto de la cadena trófica (Scaramozzino *et al*. 1993, Beck *et al*. 2009) y por el aumento en número y distribución en España, y otras zonas de Europa, en los últimos años (Desnica y Okovic´ 2007, Gavaudan *et al*. 2012), es un buen indicador de la presencia de *Trichinella* spp. en las zonas donde habita. Por tanto, estudios de este tipo son fundamentales para conocer la epidemiología del parasito, así como para prevenir su transmisión a la fauna silvestre, los animales domésticos y al hombre, tal y como postulan trabajos anteriores (Scaramozzino *et al*. 1993, Beck *et al*. 2009, Gavaudan *et al*. 2012). Esto es fundamental en nuestra zona de estudio, noroeste de la Península Ibérica, en donde encontramos la población de lobos más importante del Oeste de Europa (Kaczensky *et al*. 2012, Linnell *et al*. 2012).

5.3. Ectoparásitos vectores en carnívoros autóctonos: el zorro en el noroeste peninsular

Con el fin de conocer los ectoparásitos vectores que afectan al zorro en el noroeste de la Península Ibérica, y las posibles repercusiones sanitarias para el hombre,

los animales domésticos y la fauna silvestre de la zona, durante los meses de enero y febrero del 2010 se muestrearon 224 zorros procedentes de Galicia; concretamente se analizaron 166 individuos procedentes de Lugo (74,1% de las muestras) y 58 de Pontevedra (25,9% de las muestras), para la detección e identificación de pulgas y garrapatas.

Se localizaron pulgas y/o garrapatas en 170 de los ejemplares (el 75,9% de los individuos muestreados). Fueron positivos a infestación por pulgas 105 zorros (46,9%), mientras que 118 (52,7%) lo fue solo a garrapatas. Si atendemos a la riqueza parasitaria de ectoparásitos, 98 zorros (43,8%) presentaron una única especie, 60 (26,8%) dos especies, en 10 zorros (4,5%) se detectaron tres especies, y 2 individuos (0,9%) presentaron cuatro especies diferentes de ectoparásitos (Tabla 14).

Ectoparásitos	**Pulgas y garrapatas**	**Pulgas**	**Garrapatas**	**1 spp.**	**2 spp.**	**3 spp.**	**4 spp.**
Nº Positivos	170	105	118	98	60	10	2
Prevalencia	75.9%	46.9%	52.7%	43.8%	26.8%	4.5%	0.9%

Tabla 14. Prevalencias en las parasitaciones simples y mixtas de pulgas y garrapatas detectadas en zorros.

Tras revisar la bibliografía existente, se pudo comprobar que, de las 13 especies de garrapatas y las 13 especies de pulgas citadas en zorros de la Península Ibérica hasta el momento (Encinas-Grandes 1986, Cordero del Campillo *et al.* 1994, Domínguez 1999, Serrano 2004, Domínguez 2004, Millán *et al.* 2007, Martínez-Carrasco *et al.* 2007, Gerrikagoitia 2010, Domínguez-Peñafiel *et al*. 2011), en el presente estudio se han identificado 10 de ellas, en concreto 4 especies de garrapatas (*Ixodes hexagonus*, *Dermacentor reticulatus, Ixodes ricinus y Rhipicephalus turanicus*) y 6 de pulgas (*Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis, Pulex irritans, Paraceras* melis, *Archeopsylla erinacei* y *Spilopsyllus cuniculi*).

En un primer análisis, si observamos los datos obtenidos en los trabajos similares llevados a cabo en España en los últimos años (Tabla 15), podemos observar algunas diferencias entre los estudios realizados en el norte y en el sur peninsular.

Estudio, fecha y área geográfica	***I. hexagonus***	***D. reticulatus***	***I. ricinus***	***R. turanicus***	***C. canis***	***C. felis***	***P. irritans***	***P. melis***	***A. erinacei***	***S. cuniculi***
Presente estudio (Galicia)	40,6	16,1	4,5	0,9	39,3	7,1	4	1,7	1,3	0,9
Domínguez 2004 (Burgos)	30,7	26,9	34,6	_	31,8	7,6	30,7	7,6	_	_
Serrano 2004 (Soria)*	2,7	0,2	4,2	_	16,1	2,2	67,2	1,1	0,7	2,2
Gerrikagoitia 2010 (País Vasco)**	21	9	7	_	17	_	50	0,5	0,5	0,9
Domínguez-Peñafiel *et al*. 2011 (Burgos)	39	28	22	6	33	6	39	_	_	_
Martínez-Carrasco *et al*. 2007 (Murcia)	_	_	1,8	_	_	9,1	90,1	_	_	3,6
Millán *et al*. 2007 (Andalucía)	_	_	0,9	34,2	_	_	58	_	_	_

Tabla 15. Prevalencia (%) de las especies de pulgas y garrapatas identificadas en zorros de la Península Ibérica en los últimos años.

*Serrano (2004): *C. tichosa* (5,7), *I. canisuga* (5), *M. laverani* (2,2), *O. quirosi* (2,2), *N. fasciatus* (1,1), *R. sanguineus* (3,5), *C. matina* (0,7), *T. poppei* (0,7), *C, andorrensis* (0,7), *D. marginatus* (0,25), *R. pusillus* (0,2).

** Gerrikagoitia (2010): *H. hispanica* (7), *I. canisuga* (3), *H. concinna* (1), *H. punctata* (1), *C. baeticus* (0,5).

Podemos ver cómo existen diferencias significativas entre el número de especies de ectoparásitos identificadas en los ejemplares del norte, en nuestro caso 10 especies de pulgas y garrapatas, llegando a 20 en el trabajo de Soria (2004), y los del sur peninsular, con tan solo 5 en Andalucía o 6 en Murcia. Estas diferencias ya fueron detectadas en los trabajos de Millán *et al.* (2007), Gerrikagitia (2010) y Domínguez-Peñafiel *et al*. (2011), aludiendo a factores medioambientales que dan lugar a un descenso en la biodiversidad de especies de ectoparásitos presentes en el zorro, reflejándose como un

gradiente decreciente norte-sur. En este sentido, aun siendo los zorros conocidos por hospedar diversas especies de pulgas y garrapatas (Kočišová *et al*. 2006, Razmjo *et al*. 2013), sabemos que el parasitismo es el resultado de la interacción entre los hospedadores, los parásitos y el entorno, por lo que cambios en cualquiera de los factores dan como resultado modificaciones en la interacción (Buchmann y Lindestrøm 2002); estas interacciones son más patentes en el caso de los ectoparásitos, y concretamente en pulgas y garrapatas, ya que pasan un alto porcentaje de su ciclo de vida fuera del hospedador, lo que puede originar diferencias en las parasitaciones entre distintas zonas bioclimáticas (Sonenshine 1993, Kern *et al*. 1999, Krasnov *et al*. 2001, Fielden *et al*. 2001, Fielden *et al*. 2002, Krasnov *et al*. 2002a, Barandika *et al*. 2006).

Concretamente, la temperatura y la humedad son dos de los factores más importantes que intervienen en la supervivencia, desarrollo y reproducción de las pulgas (Dryden1993), hasta el punto de ser, para algunos autores, la humedad más importante que la nutrición (Kwochka y Bevier 1987), y de forma análoga en las garrapatas, algunas de las cuales van a requerir elevados porcentajes de humedad para su desarrollo (Gray 1991, Sonenshine 1993, Barandika *et al*. 2006). Por ejemplo, *I. ricinus* es particularmente sensible a las condiciones ambientales, ya que gran parte de su desarrollo ocurre fuera del hospedador, mostrando una elevada exigencia higrométrica (humedad relativa > 80%) para completar su ciclo; por lo tanto, podría llegar a ser más abundante en áreas con moderadas-altas precipitaciones y una cubierta vegetal suficiente que mantenga la humedad, defendiendo algunos autores que será más habitual en la zona norte de la Península, encontrándose muy restringida su distribución en la mitad sur peninsular (Gray 1991, Estrada-Peña *et al*. 1992,Camacho *et al*. 2003, Domínguez 2004, Márquez *et al*. 2005, Barandika *et al*. 2006, Gray *et al*. 2009, Medlock *et al*. 2013). Esto concuerda con nuestros datos, y con el del resto de trabajos

reflejados en la Tabla 17, ya que en todos los casos la prevalencia de *I. ricinus* es mayor en el norte, y si observamos los datos climatológicos proporcionados por la Agencia Española de Meteorología (AEMET 1981-2010) comprobamos, por ejemplo, que en Murcia existen meses que no se supera el 49% de humedad relativa, mientras que en Lugo, de donde proceden la mayoría de nuestras muestras, ningún mes desciende del 72% (Figura 8). De forma análoga en lo que se refiere a los datos de precipitación, Walker *et al*. (2010) indican que *I. ricinus* se localiza en zonas con precipitaciones anuales superiores a los 800ml al año, siendo así en el caso de Lugo, con precipitaciones superiores a los 1000 ml/año, pero no en Murcia, donde no se alcanzan los 300 ml/año (Figura 10).

Zona	Hr	P
Lugo	77	1052
Pontevedra	72	1613
País Vasco	78	1507
Burgos	71	546
Soria	65	512
Murcia	52	297
Sevilla	59	539
Jaén	58	493
Córdoba	60	605
Huelva	66	525
Cádiz	61	523

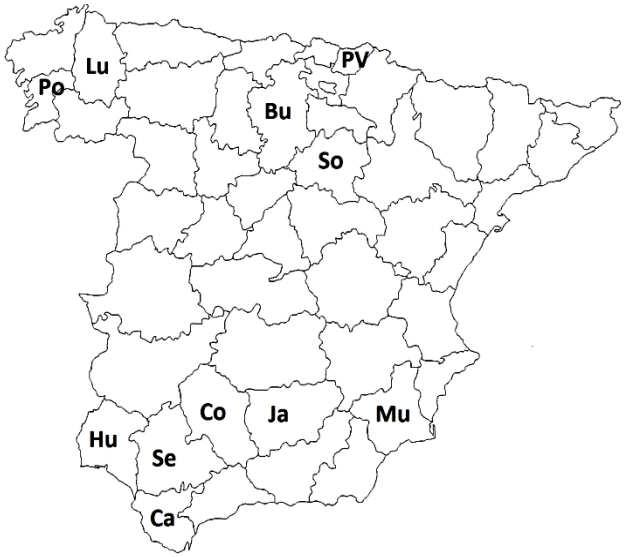

Figura 10. Humedades relativas (Hr) y precipitaciones (P) medias anuales de las zonas estudiadas entre los años 2004-2011.

Pero el clima y la vegetación no explican por sí solos la variabilidad de especies de parásitos presentes en una zona (Estrada-Peña 2001), los hospedadores son otro de los factores que puede condicionar la presencia de los ectoparásitos, ya que estos van a permitir su dispersión y supervivencia (Estrada- Peña 2003). Así por ejemplo, si nos

fijamos en la distribución del tejón (*Meles meles*), este se encuentra en bajas densidades en áreas con escasas precipitaciones como consecuencia de la limitación de recursos que estas presentan para el mustélido (Griffiths y Thomas 1993, Virgós y Casanovas 1999, Revilla *et al*. 1999), localizándose sus principales poblaciones en las zonas atlánticas, zonas húmedas que proporcionen bosques con heterogeneidad de recursos (Freemark y Merriam 1986, Griffiths y Thomas 1993, Roper 1993, Virgós y Casanovas 1999, Revilla y Palomares 2002); por otro lado, el tejón es el principal hospedador de la pulga *P. melis* (Gil Collado 1949, Sánchez *et al.* 1973, Ancillotto *et al*. 2014), lo que podría favorecer la presencia del ectoparásito en la zona norte de la Península pero no en la sur, tal como corroboran los resultados de nuestro trabajo o los realizados en Burgos, Soria o País Vasco, donde localizamos al parásito, pero no en los de Murcia o Andalucía (Tabla 15). También encontramos ejemplos representativos en el caso de las garrapatas, las cuales no son capaces de desplazarse por sí solas más de unos metros, por lo que deben ser transportadas por sus hospedadores de forma habitual (Carroll y Schmidtmann 1996), hasta tal punto que algunos autores consideran que, por ejemplo, el mayor determinante de la distribución y abundancia de *I. ricinus* es la dispersión por sus hospedadores (Tälleklint y Jaenson 1998). Walker *et al*. (2003) describen a esta especie de ixódido como una garrapata adaptada a los climas fríos y húmedos, que parasita fundamentalmente a ungulados silvestres; esto concuerda con las observaciones de Domínguez (2004), que indica que el corzo (*Capreolus capreolus*) es el hospedador adecuado para el mantenimiento de la especie en el norte de España, o con el trabajo de Gray *et al*. (2009), el cual hace referencia a la presencia del ciervo (*Cervus elaphus*) para el mantenimiento de la especie. Sin embargo, las características del hábitat, particularmente la vegetación, también van a tener una fuerte influencia en la variedad y abundancia de hospedadores presentes (Tälleklint y Jaenson 1996), por lo que la

distribución de algunos parásitos va a depender de la de sus hospedadores, cuya presencia a su vez va a estar condicionada por las variables ambientales (Price 1990, Simberloff y Moore 1997, Fielden *et al*. 2002, Krasnov *et al*. 2002a). En el caso anteriormente citado del corzo, su distribución se encuentra fuertemente limitada por factores climáticos a zonas con precipitaciones constantes, áreas húmedas con influencia atlántica, no distribuyéndose de forma habitual por zonas con veranos secos por las limitaciones de alimento y agua (Gaillard *et al*. 1993, Vincent *et al*. 1995, Latham *et al*. 1997, Gortázar *et al*. 2000, Acevedo *et al*. 2005). En definitiva, aunque diferentes especies de pulgas y garrapatas pueden ser introducidas en nuevos entornos por los distintos hospedadores a los que son capaces de parasitar, estas pueden no encontrar las condiciones ambientales adecuadas para su supervivencia a largo plazo (Danielová *et al*. 2006), siendo necesario una combinación de factores abióticos (humedad y temperatura principalmente) y bióticos (vegetación y hospedadores adecuados) para su dispersión y establecimiento (Beaucournu y Launay 1990, Estrada-Peña *et al*. 2003, Domínguez 2004, Barandika *et al*. 2006, Gray *et al*. 2009, Mori *et al*. 2015). Por lo tanto, en nuestra zona de estudio, y en el norte de la Península en general, se dan a priori las condiciones bióticas y abióticas necesarias para la presencia de *I. ricinus*, no así en el sur peninsular, tal y como reflejan de nuevo las prevalencias encontradas en los estudios llevados a cabo (Tabla 15).

Por lo tanto, las diferencias en diversidad de especies registradas entre el norte y el sur de España podría ser consecuencia de factores climáticos, precipitaciones fundamentalmente, que a su vez van a posibilitar tanto el desarrollo de los ectoparásitos en el medio, como la presencia de los hospedadores necesarios para su supervivencia a largo plazo; en la Península las precipitaciones van a oscilar entre los 300 ml anuales de zonas del sur hasta los 2500 del norte (Romero *et al*. 1998, Serrano *et al*. 1999, AEMET

1981-2010), existiendo diferentes estudios que establecen una relación directa entre las precipitaciones y la riqueza de especies a través de la productividad de recursos de dichas zonas (Wright 1983, Waide *et al*. 1999, Gaston 2000, Currie *et al*. 2004, Evans *et al*. 2005). En este sentido, Galicia con tan solo el 5,9% de superficie del territorio nacional, presenta un total de 331 especies de vertebrados, que representan más de la mitad (52%) de las presentes en España; este porcentaje alcanza el 65,4% y el 59,5% en el caso de los mamíferos y las aves respectivamente. Con respecto al resto de CCAA, el porcentaje total de vertebrados presentes en Galicia se encuentra por encima de la media nacional (50,9%), mientras que Murcia, por ejemplo, no llega al 42%, siendo la tercera comunidad autónoma con menor número de especies de vertebrados del territorio nacional (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente 2012). Si nos centramos en especies concretas, por ejemplo, Palomo y Gisbert (2002) describen en el País Vasco la presencia de 13 especies de carnívoros silvestres, algunas de ellas con una distribución generalizada como el zorro, el tejón, la comadreja, la garduña, el turón y la gineta; también citan la presencia del lobo, cuya población del noroeste peninsular es la más importante de la especie en Europa Occidental (Kaczensky *et al*. 2012), habiéndose extendido al norte del Duero por territorios donde se había extinguido (Blanco y Cortés 2002). Gortázar *et al*. (2000) citan la introducción del muflón (*Ovis aries*) y del gamo (*Dama dama)* en numerosas áreas, y la expansión natural de ciervos, jabalíes, corzos y rebecos (*Rupicapra pyrenaica pyrenaica)* en Aragón. También cabe destacar otros estudios en los que se indica el incremento que se ha producido en las densidades de tejones (Revilla y Palomares 2002) y corzos (Acevedo *et al*. 2005), o el citado caso del zorro en Galicia, que alcanza una de las mayores densidades de España (Díaz 2009, Fidalgo *et al*. 2009). Es decir, según Krasnov *et al*. (2004), existe una correlación positiva entre la riqueza de especies de ectoparásitos y el número de posibles

hospedadores, e incluso entre la diversidad de ectoparásitos que alberga una especie hospedadora y las densidades de población de esta última, de manera que a mayor densidad de hospedador hay una mayor biodiversidad de ectoparásitos (Morand 2000, Morand y Harvey 2000, Stanko *et al*. 2002, Nunn *et al*. 2003a, Lindenfors *et al*. 2007), todo lo cual puede conducir a las diferencias en la diversidad de especies de ectoparásitos detectadas entre los ejemplares del norte y del sur de España.

En segundo lugar, si analizamos las diferentes especies de pulgas y garrapatas identificadas en nuestro trabajo, lo primero que destaca es la presencia de algunas especies propias de otros hospedadores principales. En este sentido, algunos autores (Beaucournu y Launay 1990, Pérez-Eid 2007) indican que ciertas especies de vertebrados pueden actuar como hospedadores accidentales de pulgas y garrapatas propias de hospedadores habituales, siempre que los hospedadores principales se encuentren presentes en el ambiente; concretamente, Dobler y Pfeffer (2001) exponen que los zorros pueden albergar ectoparásitos presentes de forma habitual en otras especies hospedadoras, tanto domésticas como silvestres, al predar o compartir el territorio con dichos hospedadores. Esto corrobora, por ejemplo, la anteriormente citada presencia de *P. melis*, pulga del tejón, en los trabajos del norte pero no en los del sur, pero también la mayor prevalencia de *S. cuniculi*, pulga del conejo, en el sur, asociadas en ambos casos a las mayores densidades de sus hospedadores principales en la zona norte y sur peninsular respectivamente (Tabla 15).

En el caso de las garrapatas, *Ixodes hexagonus* ha presentado las mayores prevalencias 40,6% (91/224), siendo también descrita en el resto de trabajos revisados en zorros del norte peninsular, pero en ninguno del sur (Tabla 15). La especie aparece de manera habitual parasitando erizos (Gern *et al*. 1997, Pfäffle *et al*. 2009, Pfäffle 2010, Pfäffle *et al*. 2011, Silaghi *et al*. 2012), distribuyéndose estos con mayor

abundancia por la zona de influencia atlántica (Nores 2007); por otra parte, varios trabajos citan al erizo como parte de la dieta del zorro (Sidorovich *et al*. 2006, Kidawa y Kowalczyk 2011, Bassi *et al*. 2012), por lo que la existencia de mayores densidades de este hospedador en la zona norte, y la predación que el zorro pueda ejercer sobre el erizo, podrían explicar las diferencias entre el norte y el sur de la Península. Además, *I. hexagonus* está descrita como una especie endófila, asociada habitualmente a madrigueras y otros tipos de refugios, que necesita elevados porcentajes de humedad para su desarrollo (Travassos 1994, Hillyard 1996, Piesman y Gern 2008), características que también podrían favorecer el intercambio del parásito entre los diferentes hospedadores que comparten dichos refugios.

Dermacentor reticulatus ha sido la segunda especie de ixódido más prevalente en los zorros estudiados, con una prevalencia del 16,1% (36/224) y, al igual que en el caso anterior, se describe como ectoparásito habitual del zorro en todos los trabajos realizados en la zona norte peninsular pero no en áreas del sur. La especie ha sido descrita por Estrada-Peña *et al*. (2004) como una especie adaptada a carnívoros silvestres, y según Domínguez (1999) es típica de climas fríos y húmedos del norte peninsular. Esto concuerda con su presencia en los zorros de nuestro estudio, además de en los de Domínguez (2004), Serrano (2004), Gerrikagoitia (2010) y Domínguez-Peñafiel *et al*. (2011), y su ausencia en los de Martínez-Carrasco *et al*. (2007) y Millán *et al*. (2007). Además, Hillyard (1996) y Estrada-Peña *et al*. (2004a), la describen como una garrapata activa durante los meses fríos y adaptada a hospedadores de la España húmeda, hecho que hemos podido constatar en nuestro trabajo al detectar el ectoparásito de forma habitual durante los meses de invierno.

Ixodes ricinus ha sido la tercera especie de garrapata más prevalente en los zorros de Galicia (4,5%; 10/224). Se la conoce como la "garrapata del ciervo", ya que parasita principalmente cérvidos, pero en general a ungulados silvestres y domésticos. Además, es una especie típica de zonas frías y húmedas, restringiéndose su presencia en la zona mediterránea a las áreas de montaña (Walker *et al*. 2003); en este mismo sentido, Estrada-Peña *et al*. (2006) afirman que, aunque la especie puede aparecer en toda España, lo hará de forma más escasa en las zonas mediterráneas. Para explicar estos resultados podemos fijarnos en primer lugar en la presencia habitual de sus principales hospedadores en la zona, ungulados silvestres (Gortázar *et al*. 2000, Acevedo *et al*. 2005), sin olvidar a la ganadería tradicional extensiva, semi-extensiva y trashumancia como práctica habitual en las zonas de estudio situadas al norte (Clevenger *et al*. 1994, Zorita 1994, Frutos *et al*. 1998, Bernués *et al*. 2005, Rescia *et al*. 2008, Ruiz-Fons *et al*. 2010), zonas que recogen al mismo tiempo las mayores precipitaciones de la Península Ibérica (AEMET 1981-2010); por lo tanto, en estas zonas se dan las condiciones bioclimáticas óptimas para favorecer la presencia de *I. ricinus*. Si tenemos en cuenta que, además de compartir el mismo territorio, numerosos trabajos incluyen a los ungulados, tanto domésticos como silvestres, como parte de la dieta del zorro (Papageorgiou *et al*. 1988, Cavallini y Volpi 1996, Baltrûnaitë 2002, Díaz-Ruiz *et al*. 2011), podríamos explicar los resultados recogidos en la Tabla 15, observándose que, aunque *I. ricinus* se ha citado en los estudios realizados tanto en el norte como en el sur peninsular, las prevalencias son menores en los zorros del sur. Además, Gray *et al*. (2009) indican que las fases adultas de la especie parasitan de forma habitual a ciervos, mientras que las formas inmaduras son comunes en roedores, siendo habitual encontrar *I. ricinus* parasitando al ratón de campo (*Apodemus*

sylvaticus) en el norte de España (Gil 2002), el cual es citado como principal presa del zorro en dicha zona (Díaz-Ruiz *et al*. 2011).

Rhipicephalus turanicus es otra de las especies de ixódido detectadas en nuestro estudio, si bien es la que ha mostrado menores prevalencias con tan solo un 0,9% (2/224). Al contrario que en los casos anteriores, *R. turanicus* es descrita como una especie común en el sur de la Península Ibérica, pero rara en zonas húmedas del norte peninsular (Travassos 1994, Encinas 1986, Estrada- Peña *et al*. 2004a); de hecho, Encinas (1986) y Millán *et al*. (2007) indican que en el sur de España puede reemplazar a *Dermacentor reticulatus* con mayor distribución en la zona bioclimática atlántica, mientras que *R. turanicus* se distribuye principalmente por zona la mediterránea (Estrada- Peña *et al*. 2004a, b). Esto se pone de manifiesto al revisar los resultados de nuestro trabajo en el *R. turanicus* ha sido la garrapata con menor prevalencia, mientras que *D. reticulatus* ha sido la segunda más habitual en los zorros examinados; además, Millán *et al*. (2007), la cita como una de las garrapatas más importantes de los carnívoros de Doñana y alrededores, pero ausente o escasa en la zona norte de la Península Ibérica.

En el caso de las pulgas, *Ctenocephalides canis* es la especie que ha presentado la mayor prevalencia (39,3; 88/224), seguida, aunque a distancia, de *Ctenocephalides felis* (7,1%; 16/224). Las especies del género *Ctenocephalides* se han identificado en carnívoros, edentados, lagomorfos, marsupiales, primates, roedores y ungulados (Linardi y Guimarães 2000), adquiriendo también algunas de ellas importancia zoonósica al ser capaces de parasitar al ser humano (Genchi 1992). Sin embargo, *Ctenocephalides canis* parece estar más adaptada a las especies silvestres que *Ctenocephalides felis* (Domínguez-Peñafiel *et al*. 2011), afirmación que se pone de manifiesto en los trabajos que Sréter *et al*. (2003), Kočišová *et al*. (2006), Meshgi *et al*.

(2009) y Razmjo *et al*. (2013) realizaron sobre zorros, en los cuales aparece *C. canis* como ectoparásito habitual del cánido, pero no detectaron en ningún caso la presencia de *C. felis*. En este sentido *C. felis*, a pesar estar considerada como el ectoparásito más importante de los carnívoros domésticos (Rust y Dryden 1997, Rust 2005, Linardi y Santos 2012), de estar bien adaptada a los entornos humanizados (Beaucournu y Launay 1990, Wall y Shearer 2001), y de estar considerada una de las especies de pulga más cosmopolita como consecuencia de su escasa especificidad (Beaucournu 1990), parece asociarse de manera menos regular a las especies silvestres (Domínguez 2004, Domínguez-Peñafiel *et al*. 2011). Si nos fijamos en los resultados obtenidos en nuestro trabajo, y en el resto de los trabajos realizados en el norte peninsular (Tabla 17), se puede observar como en todos los casos *C. canis* presenta mayores prevalencias que *C. felis*, datos que corroboran lo anteriormente expuesto. Sin embargo, en todos los trabajos mencionados, excepto en el de Gerrikagoitia (2010), se cita la presencia de *C. felis*, lo que podría ser consecuencia a las altas densidades que alcanza el carnívoro en las zonas urbanas y periurbanas (Gloor 2002, Contesse *et al*. 2003, Reperante *et al*. 2007), donde *C. felis* es considerada la especie de ectoparásito predominante (Alcaino *et al*. 2002, González *et al*. 2004, Rinaldi *et al*. 2007), y de su interacción con los carnívoros doesticos, en los que, como hemos citado, es el ectoparásito más importante.

Pulex irritans es la especie de pulga que ha ocupado el tercer puesto en lo referente a la prevalencia en los zorros de nuestro estudio (4%; 9/224). A pesar de ser conocida como la “pulga del hombre”, parasita a una gran variedad de hospedadores, incluyendo animales domésticos (Rahbari *et al*. 2008), la mayoría de los cuales pueden transmitirla a carnívoros silvestres como el zorro (Crooks *et al*. 2001a, b, 2004). De hecho, Sréter *et al*. (2003) indican que su presencia suele estar relacionada con el contacto entre el zorro y animales sinantrópicos de zonas rurales y periurbanas; esto concuerda con el carácter

generalista y la adaptación a entornos humanizados del cánido, hasta tal punto que es la única especie de pulga identificada en todos los trabajos realizados sobre el carnívoro en España en los últimos años, tanto en el norte como en el sur, siendo además en casi todos ellos el ectoparásito que mayores prevalencias ha presentado (Serrano 2004, Martínez-Carrasco *et al*. 2007, Millán *et al*. 2007,Gerrikagoitia 2010, Domínguez-Peñafiel *et al*. 2011).

Paraceras melis, Archeopsylla erinacei y Spilopsyllus cuniculi han sido las tres pulgas que menores prevalencias han presentado en nuestro trabajo. Estas prevalencias han sido del 1,7% (4/224), 1,3% (3/224) y 0,9% (2/224), respectivamente. Estos resultados demuestran que el zorro puede actuar como hospedador accidental de especies de ectoparásitos que son habituales de otras especies de mamíferos, como es el caso de las tres especies de pulgas antes mencionadas; de hecho, han presentado las menores prevalencias en todos los estudios realizados sobre zorros en los últimos años (Tabla 15). En este sentido, Poulin y Morand (2004) y Bond *et al*. (2007) relacionan la dieta y el rango geográfico del hospedador con la riqueza de especies de parásitos que puede presentar, y concretamente en el caso del zorro, diferentes autores indican que puede albergar pulgas y garrapatas de sus presas o de los ambientes que comparten con estas (Buckle y Harris 1980, Forchhammer *et al*. 2000, Sréter *et al*. 2003, Martínez-Carrasco *et al*. 2007).

Paraceras melis, es un ectoparásito asociado fundamentalmente al tejón (*Meles meles*) (Gil Collado 1949, Sanchez *et al.* 1973, Ancillotto *et al*. 2014). Sin embargo, la hemos detectado en zorros de nuestro estudio, habiéndola también identificado Domínguez (2004), Serrano (2004) y Gerrikagoitia (2010) en ejemplares procedentes del norte peninsular. Algunos autores (Beaucournu y Launay 1990, Domínguez 2004, Ancillotto *et al*. 2014, Mori *et al*. 2015) justifican este hecho con el uso del mismo

territorio, y concretamente con el carácter endófilo de *P. melis*, característica que favorece el intercambio de la pulga entre los diferentes hospedadores en el interior de los nidos y madrigueras que comparten. Por otro lado, Domínguez (2004) cita la presencia de *P. melis* en 5 de los 7 tejones examinados (71,4%), además de en otros 4 carnívoros, entre ellos zorros y lobos, justificando este hallazgo en el hecho de que, además de compartir el territorio, estos otros carnívoros pueden adquirir la pulga durante la predación de tejones. En este sentido hemos citado que el zorro es una especie generalista, capaz de explotar todos aquellos recursos que estén disponibles, habiendo identificado Papageorgiou *et al*. (1988) al tejón como parte de su dieta al examinar el contenido gástrico de 190 zorros en Grecia, lo cual apoyaría esta teoría.

Algo similar ocurre con la presencia de *Archeopsylla erinacei*, ya que, aun siendo el erizo europeo (*Erinaceus europaeus*) su hospedador habitual (Gómez y Blasco-Zumeta 2001, Haigh 2011), la hemos detectado en nuestro trabajo. Esta especie también ha sido citada por Serrano (2004) y Gerrikagoitia (2010) en zorros del norte de la Península Ibérica, lo que concuerda con el hecho de que varios estudios indican que el erizo forma parte de la dieta del carnívoro (Sidorovich *et al*. 2006, Kidawa y Kowalczyk 2011, Bassi *et al*. 2012) y, por tanto, existe la posibilidad de que los parásitos de esta presa pasen al zorro. Por otra parte, cabe destacar que ni *P. melis* ni *A. erinacei* han sido detectadas en ejemplares del sur peninsular, lo cual podríamos justificar por las menores densidades que presentan sus hospedadores principales en el sur (Revilla y Palomares 2002, Nores 2007). Por el contrario, en el caso de *Spilopsyllus cuniculi*, una pulga altamente específica del conejo silvestre (*Oryctolagus cuniculus*) (Gómez y Blasco-Zumeta 2001), ocurre que las densidades de este lagomorfo son mayores en la zona sur (Palomares 2003, Virgós *et al*. 2007), en donde el zorro incrementa su consumo (Villafuerte *et al*. 1998, Díaz-Ruiz *et al*. 2011) y, por tanto, las

probabilidades de actuar como hospedador accidental del ectoparásito. Si observamos los resultados de los trabajos comparados en la tabla 15, podemos comprobar que las mayores prevalencias de *S. cuniculi* han sido detectadas en el trabajo de Martínez-Carrasco *et al*. (2007) realizado en Murcia, lo cual corrobora una vez más la relación existente entre la presencia de los hospedadores habituales y los ectoparásitos.

En definitiva, Galicia, una de las regiones con mayor superficie forestal de Europa, sólo superada por Finlandia y Suecia (UNECE/FAO 2000), es la comunidad autónoma española con el porcentaje más elevado de granjas, pequeñas propiedades y porcentaje de población rural (Pérez *et al*. 2006), zonas en las que la intervención humana ha dado lugar a un paisaje heterogéneo y complejo (Izquierdo y Barrena 2006, Lasanta *et al*. 2006), aumentando la capacidad de carga de ciertas especies como consecuencia de una mayor disponibilidad y variedad de recursos tróficos menos propensos a las variaciones estacionales (Gehring y Swihart 2003, Baker y Harris 2006, Bradley y Altizer 2007, Dotta y Verdade 2007, Pita *et al*. 2009, Reperant *et al*. 2009, Verdade *et al*. 2010). Estas circunstancias, en el caso del zorro rojo, como consecuencia de su capacidad de adaptación a diferentes medios (Palomo y Gisbert, 2002), se ha traducido en incrementos de sus poblaciones en los últimos años, sobre todo en las citadas áreas urbanas y periurbanas, donde conviven con animales domésticos y el propio ser humano (Hegglin 2003), alcanzando en Galicia las mayores densidades de la Península Ibérica e incluso de Europa (Díaz 2009, Fidalgo *et al*. 2009). Según Krasnov *et al*. (2004), existe una correlación positiva entre la riqueza de especies de ectoparásitos y el número de posibles hospedadores, de manera que a mayor densidad de hospedadoreshay una mayor biodiversidad de ectoparásitos (Morand 2000, Morand y Harvey 2000, Stanko *et al*. 2002, Nunn *et al*. 2003a, Lindenfors *et al*. 2007). Esta correlación se ha puesto de manifiesto al comparar nuestros resultados con los

obtenidos en otros trabajos realizados en distintas zonas de España. Por último, los zorros son conocidos por albergar diferentes especies de pulgas y garrapatas, la mayoría de ellas también descritas en el ser humano, animales domésticos y silvestres, y vectores de potenciales agentes patógenos (Kočišová *et al*. 2006). Por esta razón, el incremento de las poblaciones de zorro en zonas sinantrópicas, así como las altas prevalencias de ectoparásitos detectadas, podría aumentar el riesgo de transmisión de enfermedades vectoriales (Sréter *et al*., 2003, Kočišová *et al*. 2006, Letková *et al*. 2006, Martínez-Carrasco *et al*. 2007, Meshgi *et al*. 2009, Razmjo *et al*. 2013), y sería necesario seguir realizando estudios que evalúen el papel epidemiológico del zorro en el mantenimiento de enfermedades vectoriales zoonósicas y de importancia veterinaria (Kruse *et al*. 2004, Martínez-Carrasco *et al*.2007, Razmjo *et al*. 2013).

5.4. Ectoparásitos vectores en carnívoros alóctonos: el gato en la Isla de Corvo

Con el fin de determinar la posible influencia que la introducción de especies alóctonas en ambientes atlánticos insulares tiene sobre los ectoparásitos asociados a estas, entre los meses de junio y agosto del 2010 se capturaron y muestrearon 48 gatos asilvestrados en la Isla de Corvo (Azores), el 29,4% (48/163) de la población total (Oppel *et al*. 2012). Concretamente se examinaron 25 machos (18 adultos y 7 juveniles) y 23 hembras (17 adultos y 6 juveniles).

La identificación de los parásitos recolectados confirmó la presencia de *Ctenocefalides felis* y *Rhipicephalus turanicus* en el 91,7% (44 individuos) y el 10,4% (5 individuos) de los ejemplares estudiados, respectivamente. Las prevalencias, edad, sexo y zonas de captura de los individuos muestreados se recopilan en la Tabla 16.

Especies	Machos (%)	Hembras (%)	Juveniles (%)	Adultos (%)	Zona de captura
C. felis	23 (92)	21 (91,3)	10 (76,9)	34 (97,1)	1-2
R. turanicus	3 (12)	2 (8,6)	2 (15,3)	3 (8,5)	1

Tabla 16. Especies y prevalencias de pulgas y garrapatas detectadas en los gatos muestreados, indicando el sexo, grupo de edad y zonas de captura. La zona 1 alberga 0,73 gatos/ha, y la zona 2 presenta 0,03 gatos/ha (Oppel *et al*. 2012).

Desde que MacArthur y Wilson (1963, 1967) propusieron la "teoría de la biogeografía de islas", en la que se predice el número de especies presentes en los ecosistemas insulares, varios estudios han tratado de aplicar esta teoría a la relación hospedador-parásito en diferentes especies de entornos insulares; es el caso de los trabajos de Pippin y Shimada (1966) en roedores, Lewis (1968) en topillos y musarañas, Mas-Coma y Feliu (1977) en micro-mamíferos, Bengtson *et al*. (1986) en roedores, Scharf (1991) en pequeños mamíferos, Casanova *et al*. (1996) en roedores, insectívoros y lagomorfos, Miquel *et al*. (1996) en roedores, Mas-Coma *et al*. (1998) en insectívoros y roedores, Wilson *et al*. (1998) en roedores, Mas-Coma *et al*. (2000) en insectívoros y roedores, Crooks *et al.* (2001) en carnívoros, Bellocq *et al*. (2002) en micro-mamíferos, Wilson y Durden (2003) en vertebrados terrestres, y Torchin *et al*. (2003) en moluscos, crustáceos, peces, anfibios, reptiles, aves y mamíferos). También se han realizado trabajos acerca de los endoparásitos en gatos asilvestrados, entre los que destacan los de Wallace *et al*. (1972), Rep (1975), Gregory y Munday (1976), Malloy y Embil (1978), Roncalli *et al*. (1998), Fromont *et al*. (2001), Porqueddu *et al*. (2004), Adams *et al*. (2008), Levy *et al*. (2008), y Millán y Casanova (2009). Sin embargo, nuestro estudio es el primero que propone la aplicación de dicha teoría a los ectoparásitos (pulgas y garrapatas) presentes en gatos asilvestrados introducidos en un ecosistema insular, y los resultados obtenidos son los primeros que intentan aportar información en este aspecto. Por tanto, nuestro trabajo se planteó con la intención de aportar datos relevantes, desde

el punto de vista de la “teoría de biogeografía de islas", de la presencia de ectoparásitos en carnívoros alóctonos introducidos en ambientes insulares.

En primer lugar, al analizar nuestros resultados, se aprecia que el número de especies de ectoparásitos identificados fue inferior al de la mayoría de los estudios realizados en gatos asilvestrados continentales (Tabla 17). En nuestro caso solo detectamos la presencia de una especie de pulga (*Ctenocefalides felis*) y una especie de garrapata (*Rhipicephalus turanicus*), llegándose a identificar hasta 10 especies diferentes de pulgas en estudios realizados en Alemania (Visser *et al*. 2001) o 15 de garrapatas en África (Horak *et al*. 2010).

Localización	Autor	Estudio	Especies
África	(Horak *et al*. 2010)	Garrapatas	2, 6, 7, 12, 13, 14, 16, 20, 21, 24, 26, 29, 30, 31, 32
Australia	(Coman *et al*. 1981)	Pulgas	4, 5, 7, 14
		Garrapatas	23
Australia	(Schloderer *et al*. 2006)	Pulgas	5, 8, 14
Australia	(Slapeta *et al*. 2011)	Pulgas	5, 8
Emiratos Árabes	(Schuster *et al*. 2009)	Pulgas	15, 17
		Garrapatas	28
Etiopía	(Kumsa *et al*. 2011)	Pulgas	4, 5, 12
Estados Unidos	(Akucewich *et al*. 2002)	Pulgas	5, 8, 11, 13
		Garrapatas	1, 4, 22
Grecia	(Koutinas *et al*. 1995)	Pulgas	4, 5
Alemania	(Beck *et al*. 2006)	Pulgas	1, 4, 5, 14
Alemania	(Visser *et al*. 2001)	Pulgas	1, 2, 3, 5, 6, 9, 10, 11, 14, 16
Hungría	(Farkas *et al*. 2009)	Pulgas	4, 5
Japón	(Shimada *et al*. 2002)	Garrapatas	3, 5, 8, 9, 10, 11, 13, 15, 17, 18, 19
Nueva Zealanda	(Guzman 1994)	Pulgas	4, 5
Portugal	(Vaz *et al*. 2006)	Pulgas	4, 5
		Garrapatas	13, 28
España	(Garcia *et al*. 2012)	Pulgas	4, 5, 12
España	(Millan *et al*. 2007)	Pulgas	4, 14
		Garrapatas	13, 25, 27, 30
Tailandia	(Changbunjong *et al*. 2009)	Pulgas	5, 8
Tailandia	(Jittapalapong *et al*. 2008)	Pulgas	5, 18
Reino Unido	(Bond *et al*. 2007)	Pulgas	1, 4, 5, 12, 14

Tabla 17. Especies de pulgas y garrapatas identificadas en gatos de diferentes continentes.

Pulgas: 1.Archaeopsylla erinacei, 2.*Ceratophyllus gallinae, 3. .Ceratophyllus garei, 4.Ctenocephalides canis, 5.C. felis, 6.Ctenophthalmus assimilis, 7.Echidnophaga spp., 8.E. gallinacea, 9.Hystrichopsylla talpae,* 10.*Monopsyllus sciurorum, 11.Nosopsyllus fasciatus, 12.Pulex irritans, 13.P. simulans, 14.Spilopsyllus cuniculi, 15.Synosternus pallidus, 16.Typhloceras poppei, 17.Xenopsylla astia, 18.X. cheopitis.*

Garrapatas: 1.Amblyomma americanum, 2.A. hebraeum, 3.A. testudinarium, 4.Dermacentor variabilis, 5.Haemaphysalis spp., 6.H. colesbergensis, 7.H. elliptica, 8.H.longicornis, 9.H. megaspinosa, 10.H. japonica, 11.H. flava, 12.H. zumpti, 13.Ixodes spp., 14.I. corwini, 15.I.granulatus, 16.I. myotomys, 17.I.nipponensis, 18.I. ovatus, 19. I. persulcatus, 20.I.pilosus, 21.I. rubicundus, 22.I. scapularis, 23.I. tasmani, 24.Rhipicentor nuttalli, 25.Rhipicephalus spp., 26.R. gertrudae, 27.R. pusillus, 28.R. sanguineus, 29.R simus, 30.R. turanicus, 31.R. zambeziensis, 32.Otobius megnini.

Estudios como el de Torchin *et al*. (2003), en el que se comparan los parásitos de moluscos, crustáceos, peces, anfibios, reptiles, aves y mamíferos, ponen de manifiesto que estos hospedadores poseen hasta el doble de especies de parásitos en sus lugares de origen que en las zonas donde han sido introducidos. Varios autores intentan explicar, con diversas razones, esta reducción en la diversidad de parásitos que acompañan a una especie desde su área de distribución natural; en general se pueden resumir en tres causas: menor probabilidad de introducción del parasito junto a su hospedador, reducción de la supervivencia del parasito en el nuevo entorno y ausencia de hospedadores alternativos, o necesarios, para completar el ciclo biológico de determinados ectoparásitos (Torchin *et al*. 2003, MacLeod *et al*. 2010).

En relación con la menor probabilidad de introducción del parasito junto a su hospedador, Torchin *et al*. (2002, 2003) indican que, a menudo, las especies introducidas en un nuevo ambiente derivan de una población inicial constituida por un número relativamente pequeño de individuos, por lo que la probabilidad de introducir parásitos también se reduce, disminuyendo el número de especies de parásitos presentes en dichos hospedadores en el nuevo entorno (Cornell y Hawkins 1993, Mitchell y Power 2003, Torchin *et al*. 2003). De hecho, algunos autores cuantifican estas reducciones en más del 60% respecto a su área de distribución natural (MacLeod *et al*. 2010), llegando incluso a superar el 75% según otros (Torchin y Mitchell 2004). En este sentido, sabemos que los gatos fueron introducidos por el hombre en la isla de Corvo antes de 1717 (Oppel *et al*. 2012), y podemos suponer que debieron ser relativamente pocos los individuos iniciales que llegaron a la isla, lo cual podría explicar, tal y como defienden los autores citados, la baja diversidad de ectoparásitos identificados. Sin embargo, en ninguno de estos trabajos existen registros fehacientes del número aproximado de individuos inicialmente introducidos. En nuestro caso, para intentar

determinar dicho número, aprovechamos las biopsias de los 48 ejemplares muestreados para obtener información genética, consiguiéndose recuperar 43 secuencias de ADN mitocondrial, las cuales se pudieron clasificar en 2 haplotipos. Estos haplotipos pertenecen al clado IV definida por Driscoll *et al*. (2007), que incluye a los gatos domésticos de diferentes partes del mundo. El haplotipo I fue el más frecuente en Corvo (38/43), siendo también el más común en el resto de países estudiados, habiéndose encontrado en gatos de EE.UU., Reino Unido, Portugal, Francia, Mongolia, Kazajstán, Azerbaiyán, Israel, Arabia Saudita, Hungría y Rusia; el haplotipo II, menos frecuente en la isla de Corvo (5/43), es también menos frecuente estando presente solo en EE.UU., Reino Unido, Francia, Portugal, Israel y Hungría. El bajo número de haplotipos mitocondriales detectados en nuestro estudio (haplototipos I y II), podría corroborar la hipótesis de que el número de gatos inicialmente introducidos en la isla de Corvo fue reducido, lo que a su vez apoyaría las hipótesis anteriormente citadas, explicando la baja diversidad de especies de ectoparásitos detectadas.

Otro de los aspectos interesante es determinar qué especies de ectoparásitos pudieron acompañar al hospedador hasta el nuevo entorno. En este sentido, Bengtson *et al*. (1986) postulan que como las especies alóctonas suelen portar consigo solo una fracción de la diversidad de ectoparásitos que está presente en su área de origen, las especies de parásitos introducidas en los nuevos ambientes probablemente sean las de mayores prevalencias en su área de origen. Si comparamos las altas prevalencias mostradas por *C. felis* en nuestro trabajo (91,7%) con el de la mayoría de los trabajos revisados (Tabla 18), comprobamos que en todos ellos, incluido el nuestro, *C. felis* es la especie de ectoparásito que muestra las mayores prevalencias en gatos. De hecho, Rust (2005) indica que la “pulga del gato” es el ectoparásito más abundante en los gatos de todo el mundo, pudiendo ser esta una de las posibles razones por las que *C. felis* es la

única especie de pulga detectada en los gatos de la isla de Corvo, y por las que otras especies de pulgas, también presentes de forma habitual en gatos continentales pero con menores prevalencias, por ejemplo, *Ctenocephalides canis*: 5,3% (Koutinas *et al*. 1995), 7,3% (Beck *et al*. 2006), 1,4% (Bond *et al*. 2007), 1,9% (Farkas *et al*. 2009), 18% (Kumsa *et al*. 2011), 1,1% (García *et al*. 2012), pudieron no llegar a asentarse en la isla.

En lo que respecta a la reducción en la supervivencia de los parásitos en el propio hospedador, a pesar de haber sido introducidos en el nuevo entorno, Moir *et al*. (2012), afirman que los artrópodos parásitos que acompañan a las especies introducidas en nuevos entornos podrían ser escasos para mantener poblaciones sostenibles a largo plazo, por lo que el reducido número inicial de gatos que llegaron a la isla de Corvo podría haber llevado a la desaparición de las especies de ectoparásitos menos frecuentes. Este podría ser el caso de algunas especies que, aunque no de forma habitual, sí aparecen en bajas prevalencias en gatos, como *Ceratophylus gallinae*, *Ceratophylus garei*, *S. cuniculi*, *P. melis* o *P. irritans* (Visser *et al*. 2001). Además, el escaso número de ectoparásitos que acompañan a estos animales se podría ver aún más reducido por actividades del propio hospedador, como el acicalado, actividad habitual en gatos con ectoparásitos, que puede reducir hasta en un 17,6% diariamente la carga de ectoparásitos (Hinkle *et al*. 1998, Eckstein y Hart 2000, Bush y Malenke 2008). Pero no solo el propio hospedador puede reducir el número de especies de ectoparásitos que alberga, sino que la propia competencia interespecífica entre las larvas de pulgas podrían haber reducido la supervivencia de otras especies y explicar la alta prevalencia de algunas especies en detrimento de otras (Durden *et al*. 2005, García *et al*. 2012); por ejemplo, en el caso de *C. felis*, dado que sus larvas pueden alimentarse de las larvas de otras especies de pulgas (Dryden 1993, Chesney 1995, Randolph 2004). Por último, también el propio entorno podría haber reducido la supervivencia de algunas especies de

ectoparásitos como consecuencia de las condiciones desfavorables del medio, ya que las condiciones medioambientales pueden afectar a la supervivencia y proliferación de los ectoparásitos (Fromont 2001, Osacar-Jiménez 2001, Akucewich *et al*. 2002, García *et al*. 2012); en este sentido, las garrapatas pueden ver limitada especialmente su distribución ya que, además de pasar gran parte de su ciclo de vida fuera del hospedador, son relativamente inmóviles y tienen un pequeño tamaño corporal, lo que limita su resistencia a las condiciones ambientales externas (Needham y Teal 1991). Por ejemplo, *R. sanguineus* presenta un comportamiento endofílico, localizándose habitualmente sobre paredes y mobiliario de entornos domésticos (Demma *et al*. 2005, Dantas-Torres *et al*. 2006), y aunque es capaz de vivir en el exterior, se encuentra normalmente en áreas donde existen refugios cercanos (Dantas-Torres 2010). Además, se la considera una garrapata especialista del perro doméstico, ocurriendo sobre este hospedador todos sus estadios de desarrollo, y aunque se ha encontrado *R. sanguineus* en otras especies, generalmente ocurre cuando su hospedador principal está presente en el medio para mantener la población de garrapatas (Walker *et al*. 2003), no existiendo en la Isla poblaciones ferales de este cánido. En definitiva, en la actualidad se puede considerar a *R. sanguineus* una especie cosmopolita capaz de parasitar diferentes especies (Dantas-Torres 2010), sin embargo, en la isla de Corvo, la ausencia de su principal hospedador en forma feral, y la escasez de construcciones a lo largo de la isla (Hervías *et al*. 2012), habrían podido limitar su supervivencia en los propios gatos, a pesar de poder haber sido introducido como demuestra su presencia en gatos de algunos estudios (Vaz *et al*. 2006, Schuster *et al*. 2009).

Por último, y enlazando con la anterior, la tercera causa que se ha planteado para explicar la reducción en la diversidad de parásitos que acompañan a un hospedador alóctono en su nueva área de distribución, es la debida a la ausencia de hospedadores

alternativos y/o de hospedadores necesarios para completar el ciclo biológico en especies multihospedador (Torchin *et al*. 2003). En este sentido, como ponen de manifiesto otros estudios (Koutinas *et al*. 1995, Cadiergues *et al*. 2000, Beck *et al*. 2006), *C. canis* es la segunda especie más abundante en el gato, por lo que, en principio, también podría haber sido introducida en la isla con este felino. Sin embargo, esta especie se reproduce principamente en perros, zorros u otros cánidos similares (Baker y Elharam 1992), por lo que la ausencia de poblaciones ferales de perros en la isla de Corvo, y la ausencia de otros cánidos silvestres (Hervías *et al*. 2012) podría haber sido la causa de que se redujera su transmisión y supervivencia a largo plazo. De forma análoga, Bond *et al*. (2007) confirman la presencia de *Spilopsyllus cuniculi* y *Archaeopsylla erinacei* en gatos como consecuencia de la exposición a conejos y erizos respectivamente. Sin embargo, de nuevo, sus principales hospedadores, conejos y erizos respectivamente (Gómez y Blasco-Zumeta 2001), no están presentes en la isla (Hervías *et al*. 2012), lo que pudo reeducir su capacidad para transmitirse y sobrevivir a largo plazo. De la misma manera, en el caso de las garrapatas, la ausencia de algunos de los hospedadores necesarios para completar ciclos biológicos complejos impedirían el establecimiento de dicho parasito en el nuevo entorno. Es el caso de *R. sanguineus*, antes mencionado; en concreto, Horak *et al*. (2010) afirman que esta especie de ixódido es la garrapata más frecuentemente encontrada en perros domésticos en varios estudios llevados a cabo en Sudáfrica (Goldsmid 1963, Horak 1995, Bryson *et al*. 2000, Jacobs *et al*. 2001, Horak y Matthee, 2003, Neves *et al*. 2004, De Matos *et al*. 2008) pero no se detectó en gatos domésticos ni en los félidos silvestres de su estudio, ni en las 23 especies de carnívoros silvestres estudiados por Horak *et al*. (2000), lo cual podría confirmar la estrecha relación entre los perros domésticos y el ectoparásito. Es decir, podemos indicar que, aunque se ha detectado la presencia de *R. Sanguineus* en gatos de

algunos estudios (Vaz *et al*. 2006, Schuster *et al*. 2009), y podría huber sido introducida en la isla de Corvo por alguno de los gatos que llegaron a ella, difícilmente hubiera podido completar su ciclo debida a la ausencia de perros ferales en el entrorno.

Referencia	**Especies**	
	C. felis	*R. turanicus*
Corvo (presente trabajo)	91,7%	10,4%
Grecia (Koutinas *et al*. 1995)	97,4%	ND
Alemania (Visser *et al*. 2001)	91,6%	ND
Estados Unidos (Akucewich *et al*. 2002)	92,5%	0%
Alemania (Beck *et al*. 2006)	89,8%	ND
Australia (Schloderer *et al*. 2006)	77,5%	ND
Reino Unido (Bond *et al*. 2007)	98,9%	ND
Tailandia (Jittapalapong *et al*. 2008)	88,3%	0%
Tailandia (Changbunjong *et al*. 2009)	100%	0%
Hungría (Farkas *et al*. 2009)	95,1%	0%
Etiopía (Kumsa *et al*. 2011)	67%	0%
España (Garcia *et al*. 2012)	99,5%	ND

Tabla 18. Estudios realizados en gatos en los que se ha descrito la presencia de *C. felis* y *R. turanicus*. ND: No determinado.

Con respecto a la presencia de *R.turanicus* en los gatos de la isla de Corvo, al comparar los resultados con el de la mayoría de los estudios realizadosen los últimos años (Tabla 18), podemos observar que en ninguno de ellos aparece dicha garrapata como parásito habitual del gato. La aparición del ixodido parece contradecir la perdida en la diversidad de especies de parásitos asociada a la introducción fuera de su área de distribución natural; sin embargo, varios estudios ponen de manifiesto que especies de ectoparásitos presentes en el entorno son generalmente adquiridas por los hospedadores

alóctonos en el nuevo hábitat (Cornell y Hawkins 1993, Poulin y Mouillot 2003, Torchin *et al*. 2003, Torchin y Mitchell 2004, Romeo *et al*. 2014). Beaucournu y Launay (1990) y Pérez-Eid (2007) lo justifican diciendo que determinadas especies pueden actuar como hospedadores secundarios y, de esta forma, pueden mantener cargas de parásitos no habituales en la especie siempre y cuando los hospedadores primarios están presentes en el entorno. En un estudio previo realizado en la isla de Corvo sobre los parásitos de la pardela cenicienta (*Calonectris diomedea*), se comprobó que estas aves albergaban dos especies de garrapatas descritas por primera vez en aves marinas (*Ixodes ricinus* y *Haemaphysalis punctata*) (Hervías *et al*. 2013c), tratándose de dos especies de ixódidos que parasitan principalmente al ganado doméstico (Walker *et al*. 2003, Hervías *et al*. 2013c). Este hecho guarda relación con la aparición de *R. turanicus* en gatos, y que también podría ser consecuencia, tal y como se indica en el citado estudio, de la presencia de ganado doméstico (cabras y ovejas) en el mismo entorno que fueron introducidas en Corvo, y que hoy en día forman poblaciones ferales sin ningún tipo de control sanitario (Hervías *et al*. 2012).

Por otro lado, Sleeman (1989), Forchhammer y Asferg (2000), Sréter *et al*. (2003), Horak*et al*. (2004), Martínez-Carrasco *et al*. (2007), Mohammad (2008), Vilcins *et al*. (2008) y Ševčík *et al*. (2010) indican que la presencia de algunos parásitos puede dar información acerca de los hábitos depredadores y/o el uso del hábitat de sus hospedadores habituales. En el caso concreto de los gatos de la isla de Corvo, se han realizado estudios sobre su dieta que demuestran que sus principales presas son ratones, ratas y aves (Hervías *et a*l. 2013a), por lo que teniendo en cuenta que los estadios inmaduros de *R. turanicus* parasitan de forma habitual roedores y aves (Manilla *et al*. 1982, Walker *et al*. 2000, Estrada-Peña *et a*l 2004), y que comparten un hábitat reducido (la isla tiene una superficie de 17km²), es razonable pensar que los gatos

asilvestrados de Corvo hayan adquirido *R. turanicus* a partir del contacto con sus principales presas, roedores y aves. Además, gracias a los resultados obtenidos en estudios previos, sabemos que la presencia de gatos ferales es más habitual en las zonas bajas de la isla (Oppel *et al*. 2012), en tanto que las zonas altas coinciden con el área de distribución habitual de cabras y ovejas asilvestradas (Hervías *et al*. 2012) (zonas 1 y 2, respectivamente, de la figura 9), rumiantes que actúan como hospedadores principales de los estadios adultos de *R. turanicus* (Estrada-Peña *et al*. 2004). Por lo que respecta a las ratas y ratones, también son mamíferos alóctonos cuya distribución en la isla es más homogénea (Hervías *et al*. 2012). En este sentido, conviene indicar que la abundancia de garrapatas puede depender de la presencia de roedores (Smart y Caccamize1988, Sonenshine 1993) y que, además, los contactos entre diferentes hospedadores potenciales y/o la ausencia de las especies hospedadoras principales, puede dar lugar a la presencia de parásitos en hospedadores inusuales (Lebarbenchon *et al*. 2006). Por tanto, las bajas densidades de hospedadores definitivos en las zonas bajas de Corvo, junto al contacto interespecífico con los hospedadores habituales de las formas inmaduras (roedores y aves), puede que sea la causa favorecedora de la presencia de *R. turanicus* en los gatos asilvestrados de la isla. A esto hay que añadir que los gatos suelen desplazarse libremente por todo el territorio insular, lo que incrementa las probabilidades de interacción intraespecífica, además de disponer de lugares de descanso adicionales al lugar de descanso habitual en donde los ectoparásitos pueden persistir a la espera de un nuevo hospedador (Williams 1983). Este comportamiento territorial de los gatos es importante en el caso de las garrapatas, ya que estos parásitos pasan gran parte de su vida en el medio, mientras se desarrollan las fases externas de su ciclo biológico, a la espera de la llegada de un nuevo hospedador para finalizar su ciclo (Needham y Teal 1991, Gray 2002). En el caso de los gatos asilvestrados de Corvo se

ha comprobado mediante la utilización de localizadores GPS que pueden alcanzar áreas de campeo de hasta 73,9 hectáreas (Hervías *et al*. 2013), en una isla de 17km², lo que favorecería el contacto entre la garrapata y el gato en las diferentes zonas de la isla.

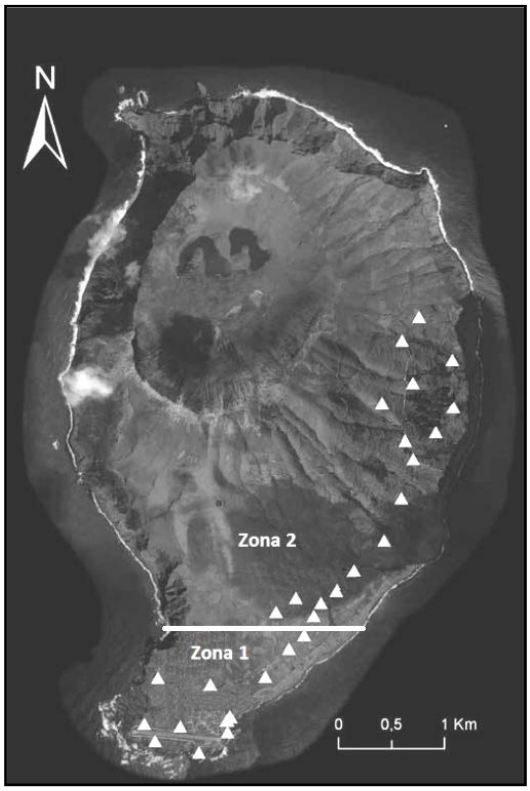

Figura 11. Zonificación y puntos de captura (▲) de los gatos asilvestrados.

Por último, otra de las razones que podrían explicar la presencia de *R. turanicus* en los gatos de Corvo es la teoría de que existe una estrecha relación entre la especificidad parásito-hospedador y la probabilidad de anidar en un nuevo hospedador. Según esta teoría, cuanto menor es la especificidad parásito-hospedador, mayor es la probabilidad de que dicho parásito busque hospedadores alternativos (Daszak *et al*. 2000, Cleaveland *et al*. 2001, Dobson y Foufopoulos 2001). Por lo tanto, al tratarse *R. turanicus* de una especie generalista, capaz de parasitar a rumiantes domésticos como camellos, cabras y ovejas, búfalos acuáticos, facóqueros, cebras, caballos, grandes y medianos carnívoros, algunas especies de aves, erizos, musarañas, jerbos, roedores

múridos y liebres (Walker *et al*. 2003, Estrada-Peña *et al*. 2004), podría parasitar a los gatos con mayor facilidad que otras especies de ixódidos con una mayor especificidad parásito-hospedador; además, es probable que el estrecho contacto de los gatos con los hospedadores de las formas inmaduras (roedores y aves) y la reducida presencia de los hospedadores típicos de las formas maduras de las garrapatas (cabras y ovejas) en las zonas bajas, unido a las mayores densidades de gatos en estas zonas (zona 1: 0,73 gatos/ha. frente a zona 2: 0,03 gatos/ha. Figura 9) (Oppel *et al*. 2012) haya favorecido esta nueva relación parasitaria entre los gatos asilvestrados de la Isla y *R. turanicus*, ya que, por lo general, cuanto mayor es la densidad de hospedadores, mayor será la biodiversidad de ectoparásitos (Morand 2000, Morand y Harvey 2000, Stanko *et al*. 2002, Nunn *et al*. 2003a, Lindenfors *et al*. 2007).

Por lo tanto, podemos afirmar como la escasa riqueza de pulgas y garrpatas detectadas en los gatos asilvestrados de Corvo (*Ctenocefalides felis* y *Rhipicephalus turanicus*), es consecuencia del reducido número de especies hospedadoras principales, y secundarias, en el entorno; en el mismo sentido, la presencia poco habitual de *R. turanicus* en los gatos de la Isla esta influenciada por la reducción en el número de especies hospedadoras principales, y secundarias, de dicha garrapata. Ambos ejemplos ponen de manifiesto la relación existente entre el número de hospedadores presentes en un entorno y la riqueza de ectoparásitos detetados en dichos hospedadores. Diferentes autores, entre otros Morand (2000), Morand y Harvey (2000), Stanko *et al*. (2002), Nunn *et al*. (2003a) o Lindenfors *et al*. (2007), ya defendían esta idea afirmando que a mayor densidad de hospedador mayor biodiversidad de ectoparásitos.

Para concluir, y como ya hemos hecho referencia, en los últimos años se ha incrementado la preocupación por la propagación mundial de parásitos artrópodos, y por los patógenos que estos transmiten, influido todo ello por los cambios ambientales y

climáticos, así como por el aumento del comercio internacional (Knols y Takken 2007, Beugnet y Marie 2009, Cardoso 2010, Otranto y Dantas-Torres 2010, Cardoso *et al*. 2012, Dantas-Torres *et al*. 2012). Las enfermedades transmitidas por vectores artrópodos son de gran importancia para la salud humana y animal, y concretamente las pulgas y garrapatas pueden ser eficientes vectores de un gran número patógenos, con graves repercusiones para la salud y la economía mundial (Shaw y Day 2005, Otranto y Dantas-Torres 2010, Baneth *et al*. 2012). Más concretamente, en lo que se refiere a los ectoparásitos de los gatos, los casos clínicos de enfermedades transmitidas por vectores felinos (ETVF) han aumentado en todo el mundo en los últimos años (Vilhena *et al*. 2013). Por ello, adquiere una especial relevancia las altas prevalencias de *C. felis* que hemos detectado en los gatos de la isla de Corvo, dada la importancia que dicha pulga ha adquirido en los últimos años como potencial fuente de infección de distintas enfermedades para el hombre (Zavala-Velázquez *et al*. 2002, Brown *et al*. 2003, Shaw*et al*. 2004, Horta *et al*. 2006, Márquez *et al*. 2006, Psaroulaki*et al*. 2006, Venzal *et al*. 2006, Eisen *et al*. 2008, Nava *et al*. 2008, Pérez-Osorio *et al*. 2008, Capelli *et al*. 2009, Paz *et al*. 2010, Troyo *et al*. 2012). Sin embargo, el desconocimiento de la distribución y la epidemiología de las ETVF de interés zoonósico, ha impedido la aplicación de medidas de control eficaces que prevengan la infección, no solo de los gatos, sino también de otros animales y de los propios seres humanos (Otranto y Dantas-Torres 2010). En este sentido, Rolain *et al*. (2003) afirman que las pulgas del gato posiblemente sean unos vectores de zoonosis más importantes de lo que se piensa, y que la transmisión de patógenos a los seres humanos es especialmente probable cuando los animales de compañía están muy parasitados por pulgas (Van Der Snoek y Overgaauw 2011). Por ello, sería fundamental un control de las ETVF con el fin de reducir el riesgo de la circulación de patógenos entre los animales de compañía y los seres humanos.

Pero no solo los seres humanos y sus animales de compañía podrían verse seriamente afectados por ETVF introducidas por los gatos en ambientes alóctonos, sino que, como afirman varios autores, las especies endémicas de entornos insulares, sobre todo aquellas con cierto grado de protección, son especialmente vulnerables a la introducción de nuevas enfermedades y sus vectores (Van Riper *et al*. 1986, Dobson 1988, Primack 1998, McCallum y Dobson 1995, Woodroffe 1999, Crooks *et al*. 2001b, Crooks *et al*. 2004), pudiendo tener la transferencia de vectores, y las enfermedades asociadas a estos, consecuencias catastróficas en los ecosistemas naturales (Esbérard *et al*. 2005). En este sentido hay que recordar que Corvo posee importantes colonias de diferentes especies de aves marinas, muchas de ellas clasificadas como prioritarias por el Anexo I de la Directiva Aves y como vulnerables por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (Hervías *et al*. 2012), y como hemos visto, en un estudio realizado en la isla de Corvo sobre la pardela cenicienta, se comprobó que estaba parasitada por *I. ricinus* y *H. punctata*, siendo la primera vez que se citan en aves marinas y, probablemente, consecuencia de la presencia de sus principales hospedadores (Hervías *et al*. 2013c). Por lo tanto, aunque no se ha detectado hasta el momento la presencia de *R. turanicus* ni *C. felis* en las pardelas de Corvo (Hervías *et al*. 2013c), la presencia de gatos asilvestrados con altas prevalencias de ambos ectoparásitos podrían favorecer su transmisión a las aves marinas, lo que pudiera llegar a tener graves consecuencias para las colonias de aves marinas nidificantes de la Isla, ya que por un lado las aves marinas en la fase de cría son especialmente vulnerables a la presencia de parásitos (Festa-Bianchet 1989, Oppliger *et al*. 1996) como consecuencia de los largos periodos que pasan en tierra formando densas colonias que proporcionan excelentes condiciones para la presencia de parásitos (Clifford 1979), y del estrés asociado a esta etapa, el cual debilita a su vez el sistema inmune (Bell 1980, Clayton 1991, Gustafsson

et al. 1994). Esto a su vez provoca que los individuos más intensamente parasitados sean especialmente vulnerables a la predación (Temple 1987, Packer *et al*. 2003). Por lo tanto, el control de los gatos asilvestrados, y de sus FVBD, también debería tenerse en cuenta desde el punto de vista de la conservación de las especies autóctonas de la isla.

6. CONCLUSIONES

PRIMERA: La detección de cepas *Escherichia coli* verotoxigénicas pertenecientes a 6 serotipos (O5:HNM, O9[H21], O98:[H21], O146:[H21], ONT:H16, O177:H11) en zorros de Galicia constata que la especie actua como reservorio para algunos seropatotipos importantes (O5:HNM) y frecuentemente implicados en casos clínicos humanos (O146:[H21]) en el área geográfica estudiada. Por lo tanto, el zorro, juega un papel importante en el mantenimiento y transmisión de cepas *Escherichia coli* verotoxigénicas para los animales de producción que comparten un mismo hábitat.

SEGUNDA: A pesar de que tanto el zorro como el lobo ibérico intervienen en el ciclo selvático de *Trichinella* spp. en el noroeste de la Península Ibérica, los resultados obtenidos demuestran que el lobo tiene una mayor implicación epidemiológica en la circulación y persistencia de la biomasa del parásito en áreas naturales, así como en el mantenimiento de las dos especies detectadas en Galicia (*T. spiralis* y *T. britovi*). Este papel preponderante concuerda con el hecho de que el lobo sea un superpredador situado en el puesto superior de la pirámide trófica, por encima del zorro y otros hospedadores silvestres, circunstancia que lo convierte en la especie de elección para investigar el anidamiento natural de *Trichinella* spp. en zonas donde cohabita con otras especies de carnívoros silvestres.

TERCERA: La riqueza de especies de garrapatas y pulgas en los zorros de Galicia, además de estar condicionada por los factores bioclimáticos atlánticos propios del noroeste peninsular, depende también de la presencia de otras especies de mamíferos que actúan como hospedadores principales de determinados ectoparásitos, como es el caso de *Ixodes hexagonus*, *Ixodes ricinus*, *Paraceras melis*, *Archeopsylla erinacei* y *Spilopsyllus cuniculi*. La detección de estas especies en el zorro indica que ha existido un contacto entre este carnívoro y los hospedadores habituales de dichos

ectoparásitos, ya sea por una relación trófica del tipo predador-presa o bien por compartir el mismo nicho ecológico de forma permanente o temporal.

CUARTA: La escasa riqueza de ectoparásitos de los gatos asilvestrados de la isla de Corvo (*Ctenocefalides felis* y *Rhipicephalus turanicus*) es un claro ejemplo de que, en condiciones de aislamiento geográfico con un reducido número de especies hospedadoras habituales y secundarias, el número de ectoparásitos tiende a reducirse incluso cuando se dan las condiciones ambientales apropiadas y hay una especie hospedadora generalista, en comparación con otras áreas bioclimáticas de influencia atlántica, como es el caso del noroeste de la Península Ibérica, en donde la presencia de una gran variedad de mamíferos silvestres garantiza que pulgas y garrapatas puedan completar su ciclo biológico y mantenerse en el tiempo.

7. RESUMEN

El aumento de la población humana, y la cada vez mayor necesidad de recursos que lleva asociado, está provocando la invasión de diferentes ecosistemas y, con ello, un mayor contacto entre la fauna silvestre, los animales domésticos y el propio hombre. Algunas especies de carnívoros generalistas han sido capaces de adaptarse con éxito a los entornos antropogénicos, incrementando sus poblaciones; el hecho de que estén situadas en lo alto de la cadena trófica, que sean más longevas y con mayor capacidad de dispersión que otras especies, hace que estos carnívoros actúen como bioacumuladores y potenciales transmisores de agentes infectocontagiosos.

El objetivo del presente estudio ha sido demostrar el papel epidemiológico de los carnívoros generalistas autóctonos y alóctonos en el mantenimiento y dispersión de algunos patógenos multihospedador con capacidad zoonósica en áreas bioclimáticas atlánticas. Una parte del presente estudio se ha realizado en Galicia, donde existe uno de los porcentajes más altos de población rural de España y de ganadería tradicional extensiva y semiextensiva, además de mantener una de las mayores densidades de lobo ibérico (*Canis lupus signatus*) y zorro rojo (*Vulpes vulpes*) de la Península Ibérica.

En primer lugar se investigó la presencia de cepas de *E. coli* verotoxigénicas (ECVT) en 260 muestras fecales de zorros mediante cultivo selectivo y detección por PCR de genes del patotipo. Resultaron positivos el 6,1% de los ejemplares muestreados, con un total de 6 cepas ECVT diferentes; 3 de las 6 cepas ECVT (O5:HNM, O98:[H21] y O146:[H21]) mostraban perfiles genéticos similares a otras cepas ECVT de patología humana aisladas en el mismo área geográfica; y lo que es más importante, el perfil de macrorrestricción de la cepa O5:HNM aislada de zorro mostró una similitud superior al 89% con una cepa de origen humano y una cepa aislada de carne de vacuno. Estos resultados ponen de manifiesto el papel del cánido como portador y potencial transmisor de seropatotipos implicados en casos clínicos en el noroeste peninsular.

En segundo lugar, se investigó mediante digestión artificial la presencia de larvas de *Trichinella* spp. en 100 lobos y 1.196 zorros, resultando positivos el 3% y el 0,73%, respectivamente. Se confirmó mediante PCR múltiple la presencia de *T. britovi* y *T. spiralis* en lobos, así como *T. britovi* en zorros. Tanto la prevalencia como el mayor número de especies de *Trichinella* identificadas, confirman que el lobo es el principal bioacumulador del parásito y, por tanto, la especie de elección a la hora de investigar su epidemiología en el ciclo selvático gallego.

En tercer lugar se estudió la presencia de ectoparásitos en 224 zorros de Galicia, obteniendo resultados positivos en el 75,9% de los ejemplares. Se identificaron 4 especies de garrapatas (*Ixodes hexagonus*, *Dermacentor reticulatus*, *Ixodes ricinus y Rhipicephalus turanicus*) y 6 de pulgas (*Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis*, *Pulex irritans*, *Paraceras melis*, *Archeopsylla erinacei* y *Spilopsyllus cuniculi*), algunas de ellas parásitos habituales de otras especies de mamíferos con las que el zorro comparte el territorio. Este hecho pone de manifiesto la relación existente entre los hospedadores de las diferentes especies de ectoparásitos que coexisten en nuestra zona de estudio, así como el papel del zorro como hospedador, y dispersor, de estos.

Por último, con el fin de determinar cuál es el efecto de la insularidad sobre la riqueza de ectoparásitos en un carnívoro alóctono en ambientes atlánticos, se analizaron 48 gatos asilvestrados (*Felis catus*) de la isla de Corvo (Azores). La escasa riqueza de especies detectada, *Ctenocephalides felis* (91,6%) y *Rhipicephalus turanicus* (10%), confirma que el aislamiento geográfico puede reducir drásticamente el número de especies de ectoparásitos presentes en un carnívoro generalista. Los resultados obtenidos confirman también la relación existente entre los hospedadores de diferentes especies de ectoparásitos que coexisten en la isla y la riqueza parasitaria detectada.

8. SUMMARY

The rising human population and its huge use of natural resources are triggering human invasion of several ecosystems. Consequently, there is a greater contact between wildlife, domestic animals and man himself, and more intra- and inter-specific transmission of infectious agents.

Some generalist carnivore species have increased their populations due to their successful adaptation to anthropogenic environments. As these species are positioned on the top of the food chain, are long-lived and have greater dispersion capacity than other species, these carnivore species act as bio-accumulator and potential transmitters of many infectious agents.

Our study aims to demonstrate the epidemiological role played by native and non-native generalist carnivore species in the maintenance and spread of some multi-host zoonotic pathogens in Atlantic bioclimatic areas. It has been partially conducted in Galicia, a Spanish area with one of the highest rural population and traditional extensive and semi-extensive livestock raising. Moreover, Galicia shows the highest density of Iberian Wolf (*Canis lupus signatus*) and Red Fox (*Vulpes vulpes*) in the Iberian Peninsula.

The presence of verotoxigenc *E. coli* (VTEC) was evaluated in 260 fecal samples from foxes, using specific cultures and further PCR on the confluent growth of those crops. A result of 6.1% of positive samples was obtained from a total of 6 different VTEC strains. Characterization and comparison of these revealed that 3 of the 6 strains isolated from foxes VTEC, belonging to serotypes O5:HNM, O98: [H21] and O146: [H21], showed genetic profiles similar to other human pathology VTEC strains isolated in the same geographic area; and what is more important, the profile of macrorrestricción of the O5:HNM strain isolated from Fox showed a similarity over

89% with a human strain and a strain isolated from beef.. These results highlight the role of canids as carriers and possible transmitters of seropathotypes involved in clinical cases in the peninsular northwest.

A total of 100 wolves and 1,196 foxes were analyzed for *Trichinella* spp. larvae detection using an artificial digestion method. *Trichinella britovi* and *T. spiralis* in wolves, and *T. britovi* in foxes were identified in 3% and 0.73% positive samples respectively.The prevalence and the largest number of *Trichinella* spp. identified in wolves, indicate that this carnivore is the main bioaccumulator and, therefore, the target species to investigate in the epidemiology of the *Trichinella* sylvatic cycle in Galicia.

The prevalence of ectoparasites was studied on 224 foxes, obtaining a result of 75.9% of parasitized animals. Four species of ticks (*Ixodes hexagonus*, *Dermacentor reticulatus*, *Ixodes ricinus* and *Rhipicephalus turanicus*) and six flea species (*Ctenocephalides canis*, *Ctenocephalides felis*, *Pulex irritans*, *Paraceras melis*, *Archeopsylla erinacei* and *Spilopsyllus cuniculi*) were identified. Some of these species are able to parasitize other mammals that share the same habitat. This fact shows the relationship between hosts of different ectoparasite species that coexist in our study area, as well as the role of the fox as a host and dispersal agent of these.

Finally, 48 feral cats (*Felis catus*) were analyzed on the island of Corvo (Azores) to determine the effect of insularity on the ectoparasite richness of non-native carnivores in Atlantic environments. The low species diversity detected, *Ctenocephalides felis* (91.6%, 44/48) and *Rhipicephalus turanicus* (10%, 5/48), confirms that geographical isolation can reduce drastically the number of ectoparasite species on generalist carnivores. The obtained results also confirm the relationship between the different ectoparasite species hosts that coexist in the island and the detected parasite abundance.

9. ANEXOS

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Especies y genotipos de triquina, hospedadores y ciclos en los que han sido identificadas.....39

Tabla 2. Citas de trabajos en los que se ha confirmado el papel vectorial de distintas especies de garrapatas y agente infectocontagioso que transmiten.....47

Tabla 3. Citas de trabajos en los que se ha confirmado el papel vectorial de distintas especies de pulgas y agente infectocontagioso que transmiten.....53

Tabla 4. Fecha, zona de captura, número de zorros, sexo y grupo de edad.....59

Tabla 5. Cebadores utilizados para la detección y caracterización de las cepas ECVT. Tamaño (bp). Temperatura (ºC). 60

Tabla 6. Zona de captura, número, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.....64

Tabla 7. Zona de captura, números, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.....64

Tabla 8. Identificación de los ejemplares estudiados y muestras musculares recogidas para l detección de larvas de *Trichinella* spp.....65

Tabla 9. Zona de captura, número de zorros, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados. 68

Tabla 10. Identificación de los ejemplares de zorros estudiados (origen, fecha, localización, seco y grupo de edad). 69

Tabla 11. Caracterización de las 6 cepas ECVT aisladas de zorros en el presente estudio 80

Tabla 12. Número de individuos procedentes de cada provincia gallega.....85

Tabla 13. Lobos y zorros positivos a *Trichinella* spp., procedencia, sexo y grupo de edad 86

Tabla 14. Prevalencias en las parasitaciones simples y mixtas de pulgas y garrapatas detectadas en zorros.....95

Tabla 15. Prevalencia (%) de las especies de pulgas y garrapatas identificadas en zorros de la Península Ibérica en los últimos años.....96

Tabla 16. Especies y prevalencias de pulgas y garrapatas detectadas en los gatos muestreados, indicando el sexo, grupo de edad y zonas de captura 111

Tabla 17. Especies de pulgas y garrapatas identificadas en gatos de diferentes continentes.....112

Tabla 18. Zona de captura, números, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.....118

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Distribución actual del lobo en Europa 15

Figura 2. Distribución actual del zorro rojo en Europa 16

Figura 3. Mecanismos de patogénesis de las categorías principales de *E. coli* diarreagénicos 28

Figura 4. Ciclo biológico de *Trichinella* spp 36

Figura 5. Ciclo biológico de las garrapatas.....45

Figura 6. Ciclo biológico de las pulgas.....50

Figura 7. Zona de captura, números, sexo y grupo de edad de los ejemplares muestreados.....72

Figura 8. Dendrograma de los perfiles de PFGE de 4 cepas ECVT aisladas de zorros del presente estudio.....80

Figura 9. Dendrograma de los perfiles de 17 cepas de fauna silvestre y 17 cepas de la colección LREC-USC 81

Figura 10. Humedades relativas (Hr) y precipitaciones (P) medias anuales de las zonas estudiadas entre los años 2004-2011 98

Figura 11. Zonificación y puntos de captura de los gatos asilvestrados 121

10. BIBLIOGRAFÍA

Abbott, I. (2008). The spread of the cat, *Felis catus*, in Australia: re-examination of the current conceptual model with additional information.Conservation Science Western Australia 7(1): 1-17.

Acevedo, P., Delibes-Mateos, M., Escudero, M. A., Vicente, J., Marco, J and Gortazar, C. (2005). Environmental constraints in the colonization sequence of roe deer (*Capreolus capreolus* Linnaeus, 1758) across the Iberian Mountains, Spain. Journal of biogeography 32: 1671-1680.

Acevedo, P., Escudero, M.A., Muñoz, R., Gortázar, C. (2006). Factors affecting wild boar abundance across an environmental gradient in Spain. Acta theriol 51: 327-336.

Adams, P. J., Elliot, A. D., Algar, D., Brazell, R. I. (2008). Gastrointestinal parasites of feral cats from Christmas Island. Australian veterinary journal 86(1-2): 60-63.

Afonso, E., Thulliez, P. and Gilot-Fromont, E. (2006). Transmission of *Toxoplasma gondii* in an urban population of domestic cats (*Felis catus*). International journal for parasitology 36: 1373-1382.

Aidar-Ugrinovich, L., Blanco, J., Blanco, M., Blanco J.E., Leomil, L., Dahbi, G., Mora, A., Onuma, D.L., Silveira, W.D., Pestana de Castro, A.F. (2007). Serotypes, virulence genes, and intimin types of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* (STEC) and enteropathogenic *E. coli* (EPEC) isolated from calves in São Paulo, Brazil. International journal food microbiology 115:297-306.

Akucewich, L. H., Philman, K., Clark, A., Gillespie, J., Kunkle, G., Nicklin, C. F., Greiner, E. C. (2002). Prevalence of ectoparasites in a population of feral cats from north central Florida during the summer. Veterinary parasitology 109(1): 129-139.

Alcaino, H.A., Gorman, T.R., Alcaino, R. (2002). Flea species from dogs in three cities of Chile. Veterinary parasitology 105: 261-265.

Almerıa, S., Ferrer, D., Pabón, M., Castella, J., Manas, S. (2002). Red foxes (*Vulpes vulpes*) are a natural intermediate host of Neospora caninum.*Veterinary Parasitology 107*(4): 287-294.

Allen, S.E., Boerlin, P., Janecko, N., Lumsden, J.S., Barker, I.K., Pearl, D.L., Reid-Smith, R.J., Jardine, C. (2011). Antimicrobial resistance in generic Escherichia coli isolates from wild small mammals living in swine farm, residential, landfill, and natural environments in southern Ontario, Canada. Applied and environmental microbiology 77(3): 882-888.

Allen, H.K., Donato, J., Wang, H.H., Cloud-Hansen, K.A., Davies, J., Handelsman, J. (2010). Call of the wild: antibiotic resistance genes in natural environments. Nature reviews of microbiology 8(4) 251-259.

Alonso, M. P., Gonzalez, E. A., Bernardez, M. I. (2001). Epidemiology of verocytotoxigenic *Escherichia coli* (VTEC) in ruminants. Verocytotoxigenic *E. coli* 113.

Alonso, S., Mora, A., Blanco, M., Blanco, J. E., Dahbi, G., Ferreiro, M.T., López, C., Alberghini, L., Albonetti, S., Sarrionandía, A.E., Trevisani, M. Blanco, J. (2007). Fecal carriage of *Escherichia coli* O157:H7 and carcass contamination in cattle at slaughter in northern Italy. International microbiology 10: 109-116.

Alonso, P., Huerta, I., Álvarez, B., Méndez, N., Pérez, D., García, E., Margolles, M., & Alonso, M. (2011). Informe epidemiológico de las Enferemedades de Declaración Obligatoria y de las Alertas de Salud Pública. Principado de Asturias (2010). Dirección general de salud pública y participación. Servicio de Vigilancia y alertas epidemiológicas.

Altizer, S., Foufopoulos, J., & Gager, A. (2001). Conservation and diseases. Encyclopedia of biodiversity 2: 109-126.

Ancillotto, L., Mazza, G., Menchetti, M., Mori, E. (2014). Host specificity of the badger's flea (*Paraceras melis*) and first detection on a bat host. Parasitology resources 113: 3909-3912.

Anderson, R. (1979). The influence of parasitic infection on the dynamics of host population growth. In: Anderson RM, Turner BD, Taylor LR (eds) Population dynamics. Blackwell Scientific Publications, Oxford, London, UK

Apanaskevich, D. A., Horak, I. G., Matthee, C. A., Matthee, S. (2011). A new species of *Ixodes* (Acari: Ixodidae) from South African mammals. Journal of parasitology 97(3): 389-398.

Aubert, M.F.A. (1975). Contribution a l'etude du parasitisme du renard (*Vulpes vulpes*) par les Ixodidae (Acarina) dans le nord-est de la France. Interpretation de la dynamique saisonniere des parasites en relation avec la biologie de l'hote. Acarologia 17: 452-479.

August, J.R. Loar, A.S. (1987). Zoonotic diseases. Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice 17(1): 254.

Avidor, B., Graidy, M., Efrat, G., Leibowitz, C., Shapira, G., Schattner, A. (2004). *Bartonella koehlerae*, a new cat-associated agent of culture-negative human endocarditis. Journal clinic microbiolgy 42: 3462-3468.

Azad AF, (1990). Epidemiology of murine typhus. Annual review entomology 35*:* 553-569.

Azad A.F., Radulovic S., Higgins J.A., Noden B.H., Troyer J.M., (1997). Flea-borne rickettsioses: ecologic considerations. Emergengy infections diseases 3: 319-327.

Baltrûnaitë, L. (2002). Diet composition of the red fox (*Vulpes vulpes*), pine marten (*Martes martes*) and raccoon dog (*Nyctereutes procyonoides gray*) in clay plain landscape, Lithuania. Acta zoologica lituanica 12(4).

Bagrade, G., Kirjušina, M., Vismanis, K., Ozoliņš, J. (2009). Helminth parasites of the wolf (*Canis lupus*) from Latvia. Journal of helminthology 83(01): 63-68.

Bakasejevs E., Daukšte A., Zolovs M., Zdanovska A. (2012). Investigation of Trichinella in wildlife in Latgale region (Latvia). Acta biologica universitati Daugavpiliensis 12 (1): 1-5.

Baker, K.P., Elharam, S. (1992). The biology of Ctenocephalides canis in Ireland. Veterinary parasitology 45: 141-146.

Baker, P. J., Harris, S. (2006). Does culling reduce fox (*Vulpes vulpes*) density in commercial forests in Wales, UK? European journal of wildlife research 52(2): 99-108.

Balboni, A., Verin, R., Morandi, F., Poli, A., Prosperi, S., Battilani, M. (2013). Molecular epidemiology of canine adenovirus type 1 and type 2 in free-ranging red foxes (*Vulpes vulpes*) in Italy. Veterinary microbiology 162(2): 551-557.

Baneth, G., Bourdeau, P., Bourdoiseau, G., Bowman, D., Breitschwerdt, E., Capelli, G., Cardoso, L., Dantas-Torres, F., Day, M., Dedet. J. P., Dobler, G., Ferrer, L., Irwin, P., Kempf, V., Kohn, B., Lappin, M., Little, S., Maggi, R., Miró, G., Naucke, T., Oliva, G., Otranto, D., Penzhorn, B., Pfeffer, M., Roura, X., Sainz, A., Shaw, S., Shin, S., Solano- Gallego, L., Straubinger, R., Rebecca, Traub., Trees, A., Truyen, U., Demonceau, T., Fitzgerald, R., Gatti, D., Hostetler, J., Kilmer, B., Krieger, K., Mencke, N., Mendão, N., Mottier, L. Pachnicke, S., Rees, B., Siebert, S., Stanneck, D., Tarancón M., Simson, C., & Weston, S. 2012. Vector-Borne Diseases-constant challenge for practicing veterinarians: recommendations from the CVBD World Forum. Parasites & vectors 5: 55.

Barandika, J. F., Berriatua, E., Barral, M., Juste, R. A., Anda, P. García-Pérez, A. L. (2006). Risk factors associated with ixodid tick species distributions in the Basque region in Spain. Med. Veterinary entomology 20(2): 177-188.

Barandika, J. F., Hurtado, A., García-Sanmartín, J., Juste, R. A., Anda, P., García-Pérez, A. L. (2008). Prevalence of tick-borne zoonotic bacteria in questing adult ticks from northern Spain. Vector-borne and zoonotic diseases 8(6): 829-836.

Barbosa, A. M., Real, R., Marquez, A. L., & Rendon, M. A. (2001). Spatial, environmental and human influences on the distribution of otter (*Lutra lutra*) in the Spanish provinces. Diversity and distributions 7(3): 137-144.

Barbosa, A. M., Segovia, J. M., Vargas, J. M., Torres, J., Real, R., Miquel, J. (2005). Predictors of red fox (*Vulpes vulpes*) helminth parasite diversity in the provinces of Spain. Wildlife biology in practice 1(1): 3-14.

Barbour, A.G., Hayes, S.F. (1986). Biology of *Borrelia* species.Microbiological reviews, 50(4): 381.

Barja, I. (2009). Prey and prey-age preference by the Iberian wolf Canis lupus signatus in a multiple-prey ecosystem. Wildlife biology 15(2): 147-154.

Bartuliene, A., Jasulaitiene, V. y Malakauskas, A. (2005). Human trichinellosis in Lithuania, 1990-2004. Euro surveillance 10(7): 507-14.

Barroso, I. (2003). Wolf status and distribution in Portugal and principal issues developed by Nature Conservation Institute. Seminario internacional sobre la gestión y conservación del lobo. Segovia.

Bassi, E., Donaggio, E., Marcon, A., Scandura, M., Apollonio, M. (2012). Trophic niche overlap and wild ungulate consumption by red fox and wolf in a mountain area in Italy. Mammalian biology-zeitschrift für säugetierkunde 77(5): 369-376.

Beard, P. M., Daniels, M. J., Henderson, D., Pirie, A., Rudge, K., Buxton, D., Rhind, S., Greig, A., Hutchings, M. R., McKendrick, I., K. Stevenson, K., Sharp, J. M. (2001). Paratuberculosis infection of nonruminant wildlife in Scotland. Journal of clinical microbiology 39(4): 1517-1521.

Beaucournu, J. C. (1990). Les puces synanthropes. Société française parasitologie 8(1): 145-156

Beaucournu, J.C., Launay, H . (1990) Les puces de France et du bassin Méditerranéen Occidental. Faune de France 76, Féderation Française des sociétés de sciences naturelles, Paris.

Bechah, Y., Capo, C., Mege, J. L., Raoult, D. (2008). Rickettsial diseases: from Rickettsia-arthropod relationships to pathophysiology and animal models. Future microbiology 3(2): 223-236.

Beck, A., Beck, R., Kusak, J., Gudan, A., Martinkovic, F., Artukovic, B., Hohšteter, M., Huber, D., Marinculić, A**., Grabarevic, Z. (2008).** A case of visceral leishmaniosis in a gray wolf (*Canis lupus*) from Croatia. Journal of wildlife diseases 44(2): 451-456.

Beck, R., Beck, A., Kusak, J., Mihaljević, Ž., Lučinger, S., Živičnjak, T., Huber, D., Andrea Gudan, A., **Marinculić, A. (2009).** Trichinellosis in wolves from Croatia. Veterinary parasitology 159(3): 308-311.

Beck, W., Boch, K., Mackensen, H., Wiegand, B., Pfister, K. (2006). Qualitative and quantitative observations on the flea population dynamics of dogs and cats in several areas of Germany. Veterinary parasitology 137(1): 130-136.

Bekele, T. (2002). Studies on seasonal dynamics of ticks of Ogaden cattle and individual variation in resistance to ticks in eastern Ethiopia. Journal of veterinary medicine 49(6): 285-288.

Bell, G. (1980). The costs of reproduction and their consequences. American naturalist 116(1): 45-76.

Bellocq, D., Goüy, J., Morand, S., Feliu, C. (2002). Patterns of parasite species richness of Western Palaeartic micro-mammals: island effects. Ecography 25(2): 173-183.

Bengis, R. G., Leighton, F. A., Fischer, J. R., Artois, M., Morner, T., Tate, C. M. (2004). The role of wildlife in emerging and re-emerging zoonoses. Revue scientifique et technique-office international des epizooties 23(2): 497-512.

Bengtson, S. A., Brinck-Lindroth, G., Lundqvist, L., Nilsson, A., Rundgren, S. (1986). Ectoparasites on small mammals in Iceland: Origin and population characteristics of a species-poor insular community. Ecography 9(2): 143-148.

Benner, C., Carabin, H., Sánchez-Serrano, L. P., Budke, C. M., Carmena, D. (2010). Analysis of the economic impact of cystic echinococcosis in Spain. Bulletin of the world health organization 88(1): 49-57.

Bernués, A., Riedel, J. L., Asensio, M. A., Blanco, M., Sanz, A., Revilla, R., Casasús, I. (2005). An integrated approach to studying the role of grazing livestock systems in the conservation of rangelands in a protected natural park (Sierra de Guara, Spain). Livestock production science 96(1): 75-85.

Beugnet, F., Marie J. L. (2009). Emerging arthropod-borne diseases of companion animals in Europe. Veterinary parasitology 163: 298-305.

Bidet, P., Mahjoub-Messai, F., Blanco, J., Blanco, J., Dehem, M., Aujard, Y., Bingen, E., Bonacorsi, S. (2007). Combined multilocus sequence typing and O serogrouping distinguishes *Escherichia coli* subtypes associated with infant urosepsis and/or meningitis. Journal of infectious diseases 196(2): 297-303.

Billeter, S. A., Blanton, H. L., Little, S. E., Levy, M. G., & Breitschwerdt, E. B. (2007). Detection of *Rickettsia amblyommii* in association with a tick bite rash. Vector-borne and zoonotic diseases 7(4): 607-610.

Billeter, S.A., Colton, L., Sangmaneedet, S., Suksawat, F., Evans, B.P., Kosoy. M.Y. (2013). Molecular detection and identification of *Bartonella* species in rat fleas from northeastern Thailand. American journal tropical medicine and hygiene 89(3): 462-5.

Billeter, S. A., Levy, M. G., Chomel, B. B., Breitschwerdt, E. B. (2008). Vector transmission of *Bartonella* species with emphasis on the potential for tick transmission. Medical and veterinary entomology 22(1): 1-15.

Bisi, J., Kurki, S., Svensberg, M., Liukkonen, T. (2007). Human dimensions of wolf (*Canis lupus*) conflicts in Finland. European Journal of wildlife research 53(4): 304-314.

Bitam, I., Dittmar, K., Parola, P., Whiting, M. F., Raoult, D. (2010). Fleas and flea-borne diseases. International journal of infectious diseases 14(8): 667-676.

Bitam, I., Parola, P., De La Cruz, K.D., Matsumoto, K., Baziz, B., Rolain, J.M., Belkaid, M. (2006). First molecular detection of *Rickettsia felis* in fleas from Algeria. American journal tropical medicine and hygiene 74: 532-535.

Blaga, R., Gherman, C., Cozma, V., Zocevic, A., Pozio, E., Boireau, P. (2009). Trichinella species circulating among wild and domestic animals in Romania. Veterinary parasitology 159(3): 218-221.

Blanco, J.C. (1998). Mamíferos De España, vol. I & II. Ed. Planeta, Barcelona, Spain.

Blanco, J., Blanco, M., Alonso, M.P. (1992). Factores de virulencia de los *Escherichia coli* causantes de infecciones extraintestinales. Universidad de Santiago de Compostela 170.

Blanco, J., Blanco, M., Blanco, J.E., Mora, A., González, E.A., Bernárdez, M.I., Alonso, M.P., Coira, A., Rodríguez, A, Rey, J., Alonso, J.M., Usera, M.U. (2003). Verotoxin-producing *Escherichia coli* in Spain: prevalence, serotypes, and virulence genes of O157:H7 and non-O157 VTEC in ruminants, raw beef products, and humans. Experimental biology and medicine 228: 345-351.

Blanco, M., Blanco, J. E., Gonzalez, E. A., Mora, A., Jansen, W., Gomes, T. A., Zerbini, L. F., Yano, T., A F De Castro, A. F., Blanco, J. (1997). Genes coding for enterotoxins and verotoxins in porcine *Escherichia coli* strains belonging to different O: K: H serotypes: relationship with toxic phenotypes. Journal of clinical microbiology 35(11): 2958-2963.

Blanco, M., Blanco, J. E., Mora, A., Rey, J., Alonso, J. M., Hermoso, M., Hermoso, J., Alonso, M. P., Dahbi, G., González, E. A., Bernárdez, M. I., Blanco, J. (2003). Serotypes, virulence genes, and intimin types of Shiga toxin (verotoxin)-producing *Escherichia coli* isolates from healthy sheep in Spain. Journal of clinical microbiology 41(4): 1351-1356.

Blanco, M., Blanco, J. E., Mora, A., Dahbi, G., Alonso, M. P., González, E. A., Bernárdez, M. I., Blanco, J. (2004). Serotypes, virulence genes, and intimin types of Shiga toxin (verotoxin)-producing *Escherichia coli* isolates from cattle in Spain and identification of a new intimin variant gene. Journal of clinical microbiology 42(2): 645-651.

Blanco, J.E., Blanco, M., Mora, A., Jansen, W.H., García, V., Vázquez, M.L., Blanco, J. (1998). *Serotypes of Escherichia coli isolated from septicaemic chickens in Galicia (northwest Spain). Veterinary microbiology 61: 229-235.*

Blanco, J., Cid, D., Blanco, J.E., Blanco, M., Ruiz Santa Quiteira, J.A., de la Fuente, R. (1996). Serogroups, toxins and antibiotic resistance of *Escherichia coli* strains isolated from diarrhoeic lambs in Spain. Veterinary microbiology 49: 209-217.

Blanco, J. C., Cortés, Y. (2002). Ecología, censos, percepción y evolución del lobo en España: Análisis de un conflicto. Málaga: Sociedad Española para la Conservación y Estudio de los Mamíferos (SECEM).

Blanco, J., González, E.A., García, S., Blanco, M., Regueiro, B., Bernárdez, I. (1988). Production of toxins by *Escherichia coli* strains isolated from calves with diarrhoea in Galicia (north-western Spain). Veterinary microbiolology 18: 297-311.

Blanco, J. C., Sáenz de Buruaga, M., Llaneza, L. (2007). Lobo *Canis lupus* Linnaeus, 1758. Atlas y Libro Rojo de los Mamíferos Terrestres de España. Dirección General para la Biodiversidad. SECEM-SECEMU, Madrid, 272-276.

Boadella, M., Barasona, J. A., Pozio, E., Montoro, V., Vicente, J., Gortazar, C., Acevedo, P. (2012). Spatio-temporal trends and risk factors for Trichinella species infection in wild boar (Sus scrofa) populations of central Spain: A long-term study. International journal for parasitology 42(8): 739-745.

Boireau, P., Vallee, I., Roman, T., Perret, C., Mingyuan, L., Gamble, H. R., Gajadhar, A. (2000). Trichinella in horses: a low frequency infection with high human risk. Veterinary parasitology 93(3): 309-320.

Boitani, L. (2000). Action plan for the conservation of wolves in Europe *(Canis lupus)*. Council of Europe 18-113.

Boitani, L. (2003). Wolves: Behavior, Ecology, and Conservation (eds Mech LD, Boitani L) 317-340. University of Chicago Press, Chicago.

Bond, R., Riddle, A., Mottram, L., Beugnet, F., Stevenson, R. (2007). Survey of flea infestation in dogs and cats in the United Kingdom during 2005. Veterinary record: journal of the british veterinary association 160(15).

Boscagli, G. (1985). Il lupo. Lorenzini, Udine.

Bosch, J., Peris, S., Fonseca, C., Martinez, M., De La Torre, A., Iglesias, I., Muñoz, M. J. (2012). Distribution, abundance and density of the wild boar on the Iberian Peninsula, based on the CORINE program and hunting statistics. Folia zoologica 61(2): 138-151.

Boulouis, H.J., Chang, C.C., Henn, J.B., Kasten, R.W., Chomel, B.B. (2005). Factors associated with the rapid emergence of zoonotic *Bartonella* infections. Veterinary resource 36: 383–410.

Bradley, C. A., Altizer, S. (2007). Urbanization and the ecology of wildlife diseases. Trends in ecology and evolution 22(2): 95-102.

Bradshaw, J. W. (2006). The evolutionary basis for the feeding behavior of domestic dogs (*Canis familiaris*) and cats (*Felis catus*). The journal of nutrition 136(7): 1927-1931.

Bradshaw, J. W. S., Horsfield, G. F., Allen, J. A., & Robinson, I. H. (1999). Feral cats: their role in the population dynamics of (*Felis catus*). Applied animal behaviour science 65(3): 273-283.

Branco, C.C., Bento, M.S., Gomes, C.T., Cabral, R., Pacheco, P.R., Mota-Vieira, L. (2008). Azores Islands: genetic origin, gene flow and diversity pattern. Annals of human biology 35:65-74.

Brglez J. (1988). The incidence of trichinellosis in some wild animals in Yugoslavia. In: Proceedings of the Seventh International Conference on Trichinellosis, Alicante, Spain, 412-415.

Brouqui, P., Raoult, D. (2006). Arthropod-Borne Diseases in Homeless. Annals of the New York academy of sciences 1078(1): 223-235.

Brown, C. (2004). Emerging zoonoses and pathogens of public health significance--an overview. Revue scientifique et technique-office international des epizooties 23(2): 435-442.

Brown, R.R., Elston, T.H., Evans, L. et al. (2003). Feline zoonoses guidelines from the American Association of Feline Practitioners. Compendium on Continuing Education for the practicing veterinarian 25: 936-965.

Bryson, N.R., Horak, I.G., Höhn, E.W. Louw, J.P. (2000). Ectoparasites of dogs belonging to people in resource-poor communities in North West Province, South Africa. Journal of the South African veterinary association 71: 175-179.

Buchmann, K. & Lindestrom, T. (2002). Interactions between monogenean parasites and their fish hosts. International journal for parasitology 32(3): 309-319.

Buckle, A., Harris, S. (1980). The flea epifauna of a suburban fox (*Vulpes vulpes*) population. Journal of zoology 190(3): 431-439.

Bueno Marí, R., Moreno Marí, J., Oltra Moscardó, M., Jiménez Peydró, R. (2009). Artrópodos con interés vectorial en la salud pública en España. Revista Española de salud pública 83(2): 201-214.

Bush, S. E., Malenke, J. RR. (2008). Host defence mediates interspecific competition in Ectoparasites. Journal of animal ecology 77: 558–564

Cadiergues, M.C., Deloffre, P. Franc, M. (2000). Répartition des espèces de puces rencontrées chez le chat en France. Revue de médecine vétérinaire 151: 447-450.

Camacho, A. T., Pallas, E., Gestal, J. J., Guitian, F. J., Olmeda, A. S., Telford, S. R. and Spielman, A. (2003). *Ixodes hexagonus* is the main candidate as vector of *Theileria annae* in northwest Spain. Veterinary parasitology 112(1-2): 157-63.

Campbell, W.C. (1983). Epidemiology I. Modes of transmission. In: Campbell, W.C. (Ed.), *Trichinella* and Trichinosis. Plenum Press, New York (London) 425-444.

Campbell, W.C. (1988). Trichinosis revisited, another look at modes of transmission. Parasitol, Today 4: 83-86.

Capári, B., Hamel, D., Visser, M., Winter, R., Pfister, K., Rehbein, S. (2013). Parasitic infections of domestic cats, (*Felis catus*), in western Hungary. Veterinary parasitology 192(1): 33-42.

Capelli, G., Montarsi, F., Porcellato, E., Maioli, G., Furnari, C., Rinaldi, L., Oliva, G., Otranto, D. (2009). Occurrence of *Rickettsia felis* in dog and cat fleas (*Ctenocephalides felis*) from Italy. Parasites and vectors 2(1): 8.

Capitani, C., Bertelli, I., Varuzza, P., Scandura., M., Apollonio, A. (2004). A comparative analysis of wolf (Canis lupus) diet in three different Italian ecosystems. Mammalian biology 66 (1): 1-10

Caprioli, A., Donelli, G., Falbo, V., Passi, C., Pagano, A., Mantovani, A. (1991). Antimicrobial resistance and production of toxins in *Escherichia coli* strains from wild ruminants and the alpine marmot. Journal of wildlife diseases 27(2): 324-327.

Caprioli, A., Tozzi, A. E., Rizzoni, G., Karch, H. (1997). Non-O157 Shiga toxin-producing *Escherichia coli* infections in Europe. Emerging infectious diseases 3(4): 578.

Caracappa, S. (1999). Livestock production and animal health in Sicily Italy. Parassitologia 41 (1): 17-23.

Cardoso, L. (2010). Dogs, arthropod-transmitted pathogens and zoonotic diseases. Trends in parasitology 26(2): 61-62.

Cardoso, L., Mendão, C., Madeira de Carvalho, L. (2012). Prevalence of Dirofilaria immitis, Ehrlichia canis, Borrelia burgdorferi sensu lato, Anaplasma spp. and Leishmania infantum in apparently healthy and CVBD-suspect dogs in Portugal-a national serological study. Parasit and vectors 5: 62.

Carroll, J. F. and Schmidtmann, E. T. (1996). Dispersal of blacklegged tick (Acari: Ixodidae) nymphs and adults at the word-pasture interface. Journal medicine entomology 33: 554-558.

Caruso, C., Dondo, A., Cerutti, F., Masoero, L., Rosamilia, A., Zoppi, S., D'Errico, V., Grattarola, C., Acutis, P.L., Peletto, S. (2014). Aujeszky's Disease in Red Fox (*Vulpes vulpes*): Phylogenetic Analysis Unravels an Unexpected Epidemiologic Link. Journal of wildlife diseases 50(3): 707-710.

Carvalho, R. W. D., Serra-Freire, N. M., Linardi, P. M., Almeida, A. B. D., Costa, J. N. D. (2001). Small rodents fleas from the bubonic plague focus located in the Serra dos

Órgãos Mountain Range, State of Rio de Janeiro, Brazil. Memórias do instituto Oswaldo Cruz 96(5): 603-609.

Casanova, J. C., Miquel, J., Fons, R., Molina, X., Feliu, C., Mathias, M. D. L., Jordi, T., Libois, Roland, L., Margarida, S.R., Margarida, C.P., Marchand, B. (1996). On the helminthofauna of wild mammals (Rodentia, Insectivora and Lagomorpha) in Azores archipelago (Portugal). Vie et milieu 46(3-4): 253-259.

Cash, R. A., Narasimhan, V. (2000). Impediments to global surveillance of infectious diseases: consequences of open reporting in a global economy. Bulletin of the world health organization 78(11): 1358-1367.

Casulli, A., La Rosa, G., Amati, M., Pozio, E. (2001). High prevalence of Trichinella nativa infection in wolf (*Canis lupus*) populations of Tiver and Smoliensk regions of European Russia. Parasite 8: 88-89.

Cavallini, P, Volpi, T. (1996). Variation in the diet of the red fox in a mediterranean area. Review of ecology 51.

Centro Nacional de Epidemiología. Instituto de Salud Carlos III. Resultados de la vigilancia epidemiológica de las enfermedades transmisibles. Informe anual 2010. Madrid, 2012.

Centro Nacional de Epidemiología. Instituto de Salud Carlos III. Resultados de la vigilancia epidemiológica de las enfermedades transmisibles. Informe anual 2011. Madrid, 2013.

Centro Nacional de Epidemiología. Resultados de la vigilancia epidemiológica de las enfermedades transmisibles. Informe anual 2012. Madrid, 2014.

Cerbo, A., Manfredi, M., Bregoli, M., Milone, N., Cova, M. (2008). Wild carnivores as source of zoonotic helminths in north-eastern Italy.Helminthologia 45(1): 13-19.

Chaber, A. L., Allebone-Webb, S., Lignereux, Y., Cunningham, A. A., Marcus Rowcliffe, J. (2010). The scale of illegal meat importation from Africa to Europe via Paris. Conservation letters 3(5): 317-321.

Chang, C.C., Yamamoto, K., Chomel, B.B., Kasten, R.W., Simpson, D.C., Smith, C.R., Kramer, V. L. (1999). Seroepidemiology of *Bartonella vinsonii* subsp. berkhoffii infection in California coyotes, 1994-1998. Emerging infectious diseases 5(5): 711.

Changbunjong, T., Buddhirongawatr, R., Suwanpakdee, S., Siengsanan, J., Yongyuttawichai, P., Cheewajorn, K., Jangjaras, J., Sangloung, C., Ratanakorn, P. (2009). A survey of ectoparasitic arthropods on domestic animals in Tak Province, Thailand. Southeast asian journal of tropical medicine and public health 40(3): 435.

Chapman, P. A., Cerdan Malo, A. T., Ellin, M., Ashton, R., Harkin, M. A. (2001). (*Escherichia coli*) O157 in cattle and sheep at slaughter, on beef and lamb carcasses and in raw beef and lamb products in South Yorkshire, UK. International journal of food microbiology 64(1): 139-150.

Chapman, P. A., Siddons, C. A., Cerdan Malo, A. T., Harkin, M. A. (1997). A 1-year study of *Escherichia coli* O157 in cattle, sheep, pigs and poultry.Epidemiology and infection 119(02): 245-250.

Chautan, M., Pontier, D., Artois, M. (2000). Role of rabies in recent demographic changes in red fox (*Vulpes vulpes*) populations in Europe. Mammalia 64(4): 391-410.

Chesney, C.J. (1995). Species of flea found on cats and dogs in southwest England: further evidence of their polyxenous state and implications for flea control. Veterinary record 136: 356-358.

Chevin, L. M., Lande, R., & Mace, G. M. (2010). Adaptation, plasticity, and extinction in a changing environment: towards a predictive theory. PLOS Biology 8(4): 1000357.

Chomel, B.B., Boulouis, H.J., Breitschwerdt, E.B.(2004). Cat scratch disease and other zoonotic *Bartonella* infections. Journal american veterinary medicine association 224: 1270-1279.

Chomel, B.B., Belotto, A., Meslin, F.X. (2007). Wildlife, exotic pets, and emerging zoonoses. Emerging infectious diseases 13(1): 6.

Chomel, B. B., Boulouis, H. J., Maruyama, S., Breitschwerdt, E. B. (2006). *Bartonella* spp. in pets and effect on human health. Emerging infectious diseases 12(3): 389.

Cid, D., Blanco, M., Blanco, J.E., Ruíz Santa Quiteira, J.A., de la Fuente, R., Blanco, J. (1996). Serogroups, toxins and antibiotic resistance of *Escherichia coli* strains isolated form diarrhoeic goat kids in Spain. Veterinary microbiology 53: 349-354.

Clavel, J., Julliard, R. Devictor, V. (2011). Worldwide decline of specialist species: toward a global functional homogenization? Frontiers in ecology and the environment 9(4): 222-228.

Clayton, D. H. (1991). Coevolution of avian grooming and ectoparasite avoidance. In: Loye JE, Zuk M (eds) Bird-parasite interactions: ecology, evolution, and behaviour. Oxford University Press, USA.

Clayton, D.H., Al-Tamimi, S. Johnson, K.P. (2003). The ecological basis of coevolutionary history. In: Tangled Trees: Phylogeny, Cospeciation and Coevolution (ed. Page, R.D.M.). The University of Chicago Press, Chicago and London, pp. 310-342.

Clevenger, A. P., Campos, M. A., Hartasanchez, A. (1994). Brown bear *Ursus arctos* predation on livestock in the Cantabrian Mountains, Spain. Acta theriologica 39(3): 267-278.

Cleaveland, S., Laurenson, M. K., Taylor, L. H. (2001). Diseases of humans and their domestic mammals: pathogen characteristics, host range and the risk of emergence. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Biological sciences 356(1411): 991-999.

Cleaveland, S., Meslin, F. X., Breiman, R. (2006). Dogs can play useful role as sentinel hosts for disease. Nature 440(7084): 605-605.

Clifford, C. M. (1979). Tick-borne viruses of seabirds. In: Kurstak E (ed) Arctic and tropical arboviruses. Academic Press, London, UK.

Cohen, S.B., Yabsley, M.J., Garrison, L.E., Freye, J.D., Dunlap, B.G., Dunn, J.R., Mead, D.G., Jones, T.F., Moncayo, A. C. (2009). Rickettsia parkeri in *Amblyomma*

americanum ticks, Tennessee and Georgia, USA. Emerging infectious diseases 15(9): 1471.

Coleman, J. S., Temple, S. A., Craven, S. R. (1997). Cats and wildlife: a conservation dilemma. University of Wisconsin-Extension.

Colombo, F. A., Odorizzi, R. M., Laurenti, M. D., Galati, E. A., Canavez, F., Pereira-Chioccola, V. L. (2011). Detection of Leishmania (Leishmania) infantum RNA in fleas and ticks collected from naturally infected dogs. Parasitology research 109(2): 267-274.

Colwell, D. D., Dantas-Torres, F., Otranto, D. (2011). Vector-borne parasitic zoonoses: Emerging scenarios and new perspectives. Veterinary parasitology 182(1): 14-21.

Coman, B. J., Jones, E. H., Driesen, M. A. (1981). Helminth parasites and arthropods of feral cats. Australian veterinary journal 57: 324-327.

Combes, C. (2001). Parasitism. The Ecology and Evolution of Intimate Interactions. University of Chicago Press, Chicago.

Contesse, P., Hegglin, D., Gloor, S., Bontadina, F. & Deplazes, P. (2003). The diet of urban foxes (*Vulpes vulpes*) and the availability of anthropogenic food in the city of Zu¨rich, Switzerland. Mammalian biology 69: 81-95.

Cordero del Campillo, M., Castañón, L. Reguera, A. (1994). Índice-Catálogo de zooparásitos ibéricos, Universidad de León, León.

Cornell, H. V., Hawkins, B. A. (1993). Accumulation of native parasitoid species on introduced herbivores: a comparison of hosts as natives and hosts as invaders. American naturalist 847-865.

Corsini, M. T., Lovari, S, Sonnino, S. (1995). Temporal activity patterns of crested porcupines Hystrix cristata. Journal zoology 236: 43-54.

Cortés C, et al. (2005). Serotypes, virulence genes and intimin types of verotoxin-producing *Escherichia coli* and enteropathogenic *E. coli* isolated from healthy dairy goats in Spain. Veterinary microbiology 110: 67-76.

Courchamp, F., Chapuis, J.L., Pascal, M. (2003). Mammal invaders on islands: impact, control and control impact. Biological review 78: 347-383.

Cox, R., Stewart, P. D., Macdonald, D. W. (1999). The ectoparasites of European badger, Meles meles, and the behaviour of the host specific flea, *Paraceras melis*. Journal insect behaviour 12: 245-265.

Crooks, K. R., Garcelon, D. K., Scott, C. A., Depue, J. E., Wilcox, J. T., Kimsey, R. B., Van Vuren, D. H. (2004). Ectoparasites of a threatened insular endemic mammalian carnivore: the island spotted skunk. The American midland naturalist 151(1): 35-41.

Crooks, K. R., Scott, C. A., Angeloni, L., Bowen, L., Kimsey, R. B., Van Vuren, D. H. (2001a). Ectoparasites of the island fox on Santa Cruz Island. Journal of wildlife diseases 37(1): 189-193.

Crooks K. R., Scott C. A. Van Vuren D. H. (2001b). Exotic disease and an insular endemic carnivore, the Island Fox. Biology conservation 98: 55-60.

Crump, J. A., A. C. Sulka, A. J. Langer, C. Schaben, A. S. Crielly, R. Gage, M. Baysinger, M. Moll, G. Withers, D. M. Toney, S. B. Hunter, R. M. Hoekstra, S. K. Wong, P. M. Griffin, T. J. Van Gilder. (2002). An outbreak of *Escherichia coli* O157:H7 infections among visitors to a dairy farm. New England journal of medicine 347: 555-560.

Cicuttin, G.L., Rodriguez-Vargas, M., Jado, I., Anda, P. (2004). Primera detección de *Rickettsia massiliae* en la ciudad de Buenos Aires. Revista Argentina de zoonosis y enfermedades infecciosas 1:8-10.

Consellería do Medio Ambiente (2001). *O monte galego en cifras.* Dirección Xeral de Montes e Medio Ambiente Natural, Xunta de Galicia. **Copena, D. y Simón, X. (2014).** La producción de energía eléctrica a partir de la biomasa forestal primaria: análisis del caso gallego. Revista galega de economía 23(2): 91-112.

Consellería do medio rural. (2005). Anuario de estadística agraria 2005. Santiago de Compostela: Xunta de Galicia.

Copena, D. y Simón, X. (2014). La producción de energía eléctrica a partir de la biomasa forestal primaria: análisis del caso gallego. Revista galega de economía 23(2): 91-112.

Cunningham, A. A. (2005). A walk on the wild side emerging wildlife diseases.British medical journal 331(7527): 1214-1215.

Currie, D.J., Mittelbach, G.G., Cornell, H.V., Field, R., Guégan, J.F., Hawkins, B.A., Kaufman, D.M., Kerr, J.T., Oberdoff, T., O'Brien, E., Turner, J.R.G. (2004). Predictions and tests of climate-based hypotheses of broad-scale variation in taxonomic richness. Ecology letters 7: 1121-1134.

Cutler, S. J., Fooks, A. R., Van Der Poel, W. H. (2010). Public health threat of new, reemerging, and neglected zoonoses in the industrialized world. Emerging infectious diseases 16(1): 1.

Cvetkovic, J., Teodorovic, V., Marucci, G., Vasilev, D., Vasilev, S., Cirovic, D., Sofronic-Milosavljevic, L. (2011). First report of *Trichinella britovi* in Serbia. Acta parasitologica *56*(2): 232-235.

Daniel, M., Dusbábek, F. (1994). Micrometeorological and microhabitat factors affecting maintenance and dissemination of tick-borne diseases in the environment. In: Sonenshine, D. E. and Mather, T. N. (eds), Ecological dynamics of tick-borne zoonoses. Oxford Univ. Press 91-138.

Danielová, V., Rudenko, N., Daniel, M., Holubová, J., Maternad, J., Golovchenkob, M., Schwarzova, L. (2006). Extension of Ixodes ricinus ticks and agents of tick-borne diseases to mountain areas in the Czech Republic. International Journal of Medical microbiology 296(1): 48-53.

Dantas-Torres, F. (2010). Biology and ecology of the brown dog tick, *Rhipicephalus sanguineus*. Parasites & Vectors 3: (26).

Dantas-Torres, F. (2007). Rocky Mountain spotted fever. The Lancet infectious diseases 7(11): 724-732.

Dantas-Torres, F., Chomel, B. B., Otranto, D. (2012a). Ticks and tick-borne diseases: a One Health perspective. Trends in parasitology *28*(10): 437-446.

Dantas-Torres, F., Figueredo, L.A., Brandão-Filho, S.P. (2006). *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae), the brown dog tick, parasitizing humans in Brazil. Revista da sociedade brasileira de medicina tropical 39: 64-67.

Dantas-Torres, F., Venzal, J. M., Bernardi, L. F., Ferreira, R. L., Onofrio, V. C., Marcili, A., Bermúdez, S. E., Ribeiro, A. F., Barros-Battesti, D. M., Labruna, M. B. (2012)b. Description of a new species of bat-associated argasid tick (Acari: Argasidae) from Brazil. Journal of parasitology 98(1): 36-45.

Daszak, P., Cunningham, A. A., Hyatt, A. D. (2000). Emerging infectious diseases of wildlife--threats to biodiversity and human health. Science 287(5452): 443-449.

Daszak, P., Cunningham, A. A., Hyatt, A. D. (2001). Anthropogenic environmental change and the emergence of infectious diseases in wildlife. Acta tropical 78(2): 103-116.

Davidson, R. K., Gjerde, B., Vikøren, T., Lillehaug, A., Handeland, K. (2006). Prevalence of *Trichinella* larvae and extra-intestinal nematodes in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*). Veterinary parasitology 136(3): 307-316.

Davidson, R. K., Bornstein, S., Handeland, K. (2008). Long-term study of *Sarcoptes scabiei* infection in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*) indicating host/parasite adaptation. Veterinary parasitology 156(3): 277-283.

Davies, T. J., Pedersen, A. B. (2008). Phylogeny and geography predict pathogen community similarity in wild primates and humans. Proceedings of the Royal Society of London. Biological sciences 275(1643): 1695-1701.

De Castro F., Bolker B.(2005). Mechanisms of disease-induced extinction. Ecology letters 8: 117-126.

De la Fuente, J., Estrada-Pena, A., Venzal, J. M., Kocan, K. M., Sonenshine, D. E. (2008). Overview: ticks as vectors of pathogens that cause disease in humans and animals. Frontiers bioscience 13: 6938-6946.

De La Fuente, J., Naranjo, V., Ruiz-Fons, F., Höfle, U., Fernández De Mera, I. G., Villanúa, D., Almazán, C., Torina, A., Caracappa, S., Kocan, K.M., Gortázar, C. (2005). Potential vertebrate reservoir hosts and invertebrate vectors of *Anaplasma marginale* and *A. phagocytophilum* in central Spain. Vector-Borne & Zoonotic Diseases, 5(4): 390-401.

De las Parras, E. R., Rodríguez-Ferrera, M., Nieto-Martíneza, J., Ubeirab, F. M., Gárate-Ormaecheaa, T. (2004). Revisión de los brotes de triquinelosis detectados en España durante 1990-2001. Enfermedades infecciosas y microbiologia clinica 22(2): 70-76.

Dell'Arte, G. L., Laaksonen, T., Norrdahl, K., Korpimäki, E. (2007). Variation in the diet composition of a generalist predator, the red fox, in relation to season and density of main prey. Acta oecologica 31(3): 276-281.

De Matos, C., Sitoe, C., Neves, L., Bryson, N.R., Horak, I.G. (2008). Ixodid ticks on dogs belonging to people in rural communities and villages in Maputo Province, Mozambique, Onderstepoort. Journal of veterinary research 75: 103-108.

Demma, L.J., Traeger, M.S., Nicholson, W. L., Paddock, C.D., Blau, D.M., Eremeeva, M.E., Dasch, G.A., Levin, M.L., Singleton, J., Zaki, S.R., Cheek, J.E., Swerdlow, D.L., McQuiston, J. H. (2005). Rocky Mountain spotted fever from an unexpected tick vector in Arizona. New England Journal of Medicine 353(6): 587-594.

De Meneghi, D. (2006). Wildlife, environment and (re)-emerging zoonoses, with special reference to sylvatic tick-borne zoonoses in North-Western Italy. Istituto superiore di sanita 42(4): 405.

Demma, L.J., Traeger, M.S., Nicholson, W.L., Paddock, C.D., Blau, D.M., Eremeeva, M.E., Dasch, G.A., Levin, M.L., Singleton, J. Jr., Zaki, S.R., Cheek, J.E., Swerdlow, D.L., McQuiston, J.H. (2005). Rocky Mountain spotted fever from an unexpected tick vector in Arizona. New England journal of medicine 353: 587-594.

Deplazes, P., Eckert, J. (2001). Veterinary aspects of alveolar echinococcosis: a zoonosis of public health significance. Veterinary parasitology 98(1): 65-87.

Deplazes, P., Hegglin, D., Gloor, S., Romig, T. (2004). Wilderness in the city: the urbanization of *Echinococcus multilocularis*. Trends in parasitology 20: 77-84.

Deplazes, P., Van Knapen, F., Schweiger, A., Overgaauw, P. A. (2011). Role of pet dogs and cats in the transmission of helminthic zoonoses in Europe, with a focus on echinococcosis and toxocarosis. Veterinary parasitology 182(1): 41-53.

Desnica, S., Okovic´, P. (2007). Report on Wolf Population Status in Croatia in Year 2007. State Institute for Nature Conservation, Zagreb, 24.

Despommier, D., Ellis, B. R., Wilcox, B. A. (2006). The role of ecotones in emerging infectious diseases. EcoHealth 3(4): 281-289.

Devictor, V., Julliard, R., Couvet, D., Lee, A. Jiguet, F. (2006). Functional Homogenization Effect of Urbanization on Bird Communities. Conservation biology 21(3): 741-751.

Dho-Moulin, M., Fairbrother, J. M. (1999). Avian pathogenic *Escherichia coli* (APEC). Veterinary research 30(2-3): 299-316.

Diakou, A., Papadopoulos, E., Lazarides, K. (2009). Specific anti-Leishmania spp. antibodies in stray cats in Greece. Journal of feline medicine and surgery 11(8): 728-730.

Diamond, J. (1984). Historic extinctions: a Rosetta stone for understanding prehistoric extinctions. Pages 824-862 in P. S. Martin and R. G. Klein, editors. Quaternary extinctions: a prehistoric revolution. University of Arizona Press, Tucson, Arizona, USA.

Díaz, S. (2009). Traballo de Investigación Tutelado para obtención do Diploma de Estudos Avanzados. Departamento de Ciencias Clínicas Veterinarias. Facultad de Veterinaria. Campus de Lugo. Universidad de Santiago de Compostela.

Díaz-Ruiz, F., Delibes-Mateos, M., García-Moreno, J.L. and Ferreras, P. (2011). Biogeographical patterns in the diet of an opportunistic predator: the red fox *Vulpes vulpes* in the Iberian Peninsula. Mammalian review 43(1): 59-70.

Dobec, M., Golubic, D., Punda-Polic, V., Kaeppeli, F., Sievers, M. (2009). Rickettsia helvetica in Dermacentor reticulatus ticks. *Emerging infectious diseases*, *15*(1): 98.

Dobler, G., Pfeffer, M. (2011). Fleas as parasites of the family Canidae. Parasit Vectors 4: 139.

Dobson, A. P. (1988). Restoring island ecosystems: the potential of parasites to control introduced mammals. Conservation biology 31-39.

Dobson, A., Foufopoulos, J. (2001). Emerging infectious pathogens of wildlife. Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Biological sciences 356(1411): 1001-1012.

Domínguez, G. (1999). Las garrapatas (Ixodidae) en el noroeste de Burgos (España). Aspectos de su ecología e interés sanitario. Medicina veterinaria 16: 525-535.

Domínguez, G. (2004). North Spain (Burgos) wild mammals ectoparasites. Parasite 11(3): 267-272.

Domínguez-Peñafiel, G., Giménez-Pardo, C., Gegúndez, M.I. Lledó, L. (2011). Prevalence of ectoparasitic arthropods on wild animals and cattle in the Las Merindades area (Burgos, Spain). Parasite 18: 251-260.

Dotta, G., Verdade, L. M. (2007). Trophic categories in a mammal assemblage: diversity in an agricultural landscape. Biota neotropica 7(2): 0-0.

Driscoll, C.A., Menotti-Raymond, M., Roca, A.L., Hupe, K., Johnson, W.E., Geffen, E., Harley, E.H., Delibes, M., Pontier, D., Kitchener, A.C., Yamaguchi, N., O'brien, S.J., Macdonald, D.W. (2007). The Near Eastern origin of cat domestication. Science 317(5837): 519-523.

Dryden, M.W. (1993). Biology of fleas of dogs and cats. Compendium on continuing education for the practicing veterinarian 15: 569–579.

Duh, D., Punda-Polic, V., Avsic-Zupanc, T., Bouyer, D., Walker, D. H., Popov, V. L., Jelovsek, M., Gracner, M., Trilar, T., Bradaric, N., Kurtti, T. J., Strus, J. (2010). *Rickettsia hoogstraalii* sp. nov., isolated from hard-and soft-bodied ticks. International journal of systematic and evolutionary microbiology 60(4): 977-984.

Dubey, J.P. (2003). Review of *Neospora caninum* and neosporosis in animals. Korean journal of parasitology 41: 1-16.

Dunn, R. R., Harris, N. C., Colwell, R. K., Koh, L. P., Sodhi, N. S. (2009). The sixth mass coextinction: are most endangered species parasites and mutualists? Proceedings of the royal society of London biological sciences 276(1670): 3037-3045.

Dupouy-Camet, J. (2000). Trichinellosis: a worldwide zoonosis. Veterinary parasitology 93(3): 191-200.

Dupouy-Camet, J. F. Bruschi. (2007). Management and diagnosis of human trichinellosis, p. 37–68. In J. Dupouy-Camet and K. D. Murrell (ed.), FAO/WHO/OIE guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis. World Organisation for Animal Health Press, Paris, France.

Dupouy-Camet, J. Murrell, K.D. (2007). FAO/WHO/OIE guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis. In: Pozio E (ed) Chapter 1. FAO/WHO/OIE

Durden, L. A., Hinkle, N. C. (2009). Fleas (Siphonaptera). In Medical and Veterinary Entomology. 2 edition. Edited by: Mullen GR, Durden LA. Academic Press, San Diego, USA, 115-136.

Durden, L.A., Judy, T.N., Martin, J.E., Spedding, L.S. (2005). Fleas parasitizing domestic dogs in Georgia, USA: species composition and seasonal abundance. Veterinary parasitology 130(1): 157-162.

Eckstein, R. A., Hart, B. L. (2000). Grooming and control of fleas in cats. Applied animal behaviour science *68*(2): 141-150.

Eisen, R. J., Borchert, J. N., Holmes, J. L., Amatre, G., Van Wyk, K., Enscore, R. E., Babi, N., Atiku, L.A., Wilder, A.P., Vetter, S.M., Bearden, S.W., Montenieri, J.A., Gage, K. L. (2008). Early-phase transmission of *Yersinia pestis* by cat fleas (*Ctenocephalides felis*) and their potential role as vectors in a plague-endemic region of Uganda. The American journal of tropical medicine and hygiene 78(6): 949-956.

Eisen, R. J., Gage, K. L. (2012). Transmission of Flea-Borne Zoonotic Agents.Annual review of entomology 57: 61-82.

Eisen, R. J., Wilder, A. P., Bearden, S. W., Montenieri, J. A., Gage, K. L. (2007). Early-phase transmission of *Yersinia pestis* by unblocked *Xenopsylla cheopis* (Siphonaptera: Pulicidae) is as efficient as transmission by blocked fleas. Journal of medical entomology 44(4): 678-682.

Encinas-Grandes, A. (1986). Ticks of the Province of Salamanca (central/NW Spain). Prevalence and parasitization intensity in dogs and domestic ungulates. Annales de Parasitologie Humaine et Compareé 61(1): 95-107.

Enemark, H. L., Bjørn, H., Henriksen, S. A., Nielsen, B. (2000). Screening for infection of Trichinella in red fox (*Vulpes vulpes*) in Denmark. Veterinary parasitology 88(3): 229-237.

Eremeeva, M. E., Bosserman, E., Zambrano, M., Demma, L., Dasch, G. A. (2006). Molecular typing of novel Rickettsia rickettsii isolates from Arizona.Annals of the New York Academy of Sciences 1078(1): 573-577.

Esbérard, C. E., Martins-Hatano, F., Bittencourt, E. B., Bossi, D. E., Fontes, A., Lareschi, M., Menezes, V., Bergallo, H., Gettinger, D. (2005). A method for testing the host specificity of ectoparasites: give them the opportunity to choose. Memórias do instituto Oswaldo Cruz 100(7): 761-764.

Escherich, T. (1885). Die Darmbakterien des Naugenborenen und Sauglings. Fortschr. Medicine 3: 515-547.

Estrada-Peña, A. (2001). Distribution, abundance, and habitat preferences of *Ixodes ricinus* (Acari: Ixodidae) in northern Spain journal medicine entomology 38: 361-370.

Estrada-Peña, A. (2003). The relationships between habitat topology, critical scales of connectivity and tick abundance *Ixodes ricinus* in a heterogeneous landscape in northern Spain. Ecography 26: 661-671.

Estrada-Peña, A., Bouattour, A., Camicas, J.L., Walker, A.R. (2004a). Ticks of domestic animals in the Mediterranean Region: a Guide to Identification of Species. University of Zaragoza. Zaragoza 120-131.

Estrada-Peña, A., Quílez, J. Sánchez-Acedo, C. (2004b). Species composition, distribution, and ecological preferences of the ticks of grazing sheep in north-central Spain. Medicine veterinary entomology 18: 123.

Estrada-Peña, A., Jongejan, F. (1999). Ticks feeding on humans: a review of records on human-biting Ixodoidea with special reference to pathogen transmission. Experimental and applied acarology 23(9): 685-715.

Estrada-Peña, A., Osácar, J. J., Gortázar, C., Calvete, C., Lucientes, J. (1992). An account of the ticks of the northeastern of Spain (Acarina: Ixodidae). Annual parasitology of human compendium 67(2): 42-9.

Estrada-Peña, A., Venzal, J.M., Sanchez-Acedo, C. (2006). The tick Ixodes ricinus: distribution and climate preferences in the western Palaearctic. Medicine veterinary of entomology 20: 189–197.

European Centre for Disease Prevention and Control and European Food Safety Authority. (2011). Shiga toxin/verotoxin-producing *Escherichia coli* in humans, food and animals in the EU/EEA, with special reference to the German outbreak strain STEC O104. Stockholm: ECDC. DOI: 10.2900/55055

Evans, K.L., Warren, P.H., Gaston, K.J., (2005). Species-energy relationships at the macroecological scale: a review of the mechanisms. Biology review 80: 1-25.

Fairbrother, J.M., Nadeau, E. (2006). *Escherichia coli*: on-farm contamination of animals. Review of science technical office of international epizootics 25 (2): 555-569.

Farkas, R., Gyurkovszky, M., Solymosi, N., Beugnet, F. (2009). Prevalence of flea infestation in dogs and cats in Hungary combined with a survey of owner awareness. Medical and veterinary entomology 23(3): 187-194.

Falcucci, A. (2007). Conservation of large carnivores in a human dominated landscape: Habitat models and potential distribution. Doctoral dissertation, University of Idaho.

Falcucci, A., Maiorano, L., Boitani, L. (2007). Changes in land-use/land-cover patterns in Italy and their implications for biodiversity conservation. Landscape ecology 22(4): 617-631.

Fedriani, J. M., Fuller, T. K., Sauvajot, R. M. (2001). Does availability of anthropogenic food enhance densities of omnivorous mammals? An example with coyotes in southern California. Ecography 24(3): 325-331.

Fedriani, J. M., Fuller, T. K., Sauvajot, R. M., York, E. C. (2000). Competition and intraguild predation among three sympatric carnivores. Oecologia 125(2): 258-270.

Fenton, A., Pedersen, A. B. (2005). Community epidemiology framework for classifying disease threats. Emerging infectious diseases 11(12): 1815-1821.

Festa-Bianchet, M. (1989). Individual differences, parasites, and the costs of reproduction for bighorn ewes (*Ovis canadensis*). Jounal of animal ecology 58(3): 785-795.

Fidalgo, L.E., López, A.M., Rigueira, L., Espino, L., González, M.A. (2009). El raposo en Galicia. Observatorio Galego de Caza, Federación Gallega de Caza, Santiago de Compostela.

Fielden, L. J., B. Krasnov, I. Khokhlova. (2001). Respiratory gas exchange in the Flea *Xenopsylla conformis* (Siphonaptera: Pulicidae). Journal of medicine entomology 38: 375-379.

Fielden, L., Krasnov, B., Still, K., Khokhlova. I. (2002). Water Balance in Two Species of Desert Fleas, *Xenopsylla ramesis* and *X. conformis* (Siphonaptera: Pulicidae). Journal of medicine entomology 39(6): 875-881.

Finkelstein, J. L., Brown, T. P., O'reilly, K. L., Wedincamp, J., Foil, L. D. (2002). Studies on the growth of *Bartonella henselae* in the cat flea (Siphonaptera: Pulicidae). Journal of medical entomology 39(6): 915-919.

Fischer, C., Reperant, L. A., Weber, J. M., Hegglin, D., Deplazes, P. (2005). *Echinococcus multilocularis* infections of rural, residential and urban foxes (*Vulpes vulpes*) in the canton of Geneva, Switzerland. Parasite 12(4): 339-346.

Fitzgerald, B. M. (1988). Diet of domestic cats and their impact on prey populations. In The domestic cat: the biology of its behaviour: 123-144. Turner, D. C. & Bateson, P. (Eds). Cambridge: Cambridge University Press.

Fonseca-Salamanca, F., Nogal-Ruiz, J. J., García-Sánchez, R. N., Bolas-Fernandez, F., Jiménez, S., Álamo, R., Gárate, T., Martínez-Fernandez, A. R. (2009). Prevalence of Trichinella spp. in North Spain wild fauna and new variety of Trichinella britovi identification. Veterinary parasitology 159(3): 222-224.

Forchhammer, M. C., Asferg, T. (2000). Invading parasites cause a structural shift in red fox dynamics. Proceedings of the royal society of London. Biological sciences 267(1445): 779-786.

Foster, G., Evans, J., Knight, H. I., Smith, A. W., Gunn, G. J., Allison, L. J., Synge, B.A., Pennycott, T. W. (2006). Analysis of feces samples collected from a wild-bird garden feeding station in Scotland for the presence of verocytotoxin-producing *Escherichia coli* O157. Applied and environmental microbiology 72(3): 2265-2267.

Fournier, P.E., Allombert, C., Supputamongkol, Y., Caruso, G., Brouqui, P., Raoult, D. (2004). Aneruptive fever associated with antibodies to Rickettsia helvetica in Europe and Thailand. Journal of clinical microbiology 42:816-818.

Franchimont, J., Van Knappen, F., Kremers, A. (1993). Trichinellosis in wildlife in the Netherlands. In Trichinellosis, W. C. Campbell, E. Pozio and F. Bruschi (eds.). Istituto Superiore di Sanita Press, Rome, Italy, 561–564.

Frenzen, P. D., Drake, A., Angulo, F. J., Emerging Infections Program FoodNet Working Group. (2005). Economic cost of illness due to *Escherichia coli* O157 infections in the United States. Journal of food protection 68(12): 2623-2630.

Freemark, K.E. and Merriam, G. (1986). Importance of area and habitat heterogeneity to bird assemblages in temperate forest fragments. Biological conservation 36: 115-141.

Friesema, I.H., Van DE Kassteele, J., DE Jager, C.M., Heuvelink, A.E., Van Pelt, W. (2010). Geographical association between livestock density and human Shiga toxin-producing *Escherichia coli* O157 infections. Epidemiology infection 8: 1-7.

Fritts, T. H., Rodda, G. H. (1998). The role of introduced species in the degradation of island ecosystems: A Case History of Guam. Annual review of ecology and systematics 29(1): 113-140.

Fromont, E., Morvilliers, L., Artois, M., Pontier, D. (2001). Parasite richness and abundance in insular and mainland feral cats: insularity or density? Parasitology 123(02): 143-151.

Frutos, P., Wright, I. A., Mantecón, Á. R., Giráldez, F. J., Iason, G. R. (1998). Seasonal variation in nutrition and supplementation in extensive sheep systems in north-central Spain. In: Goddard. P. (Ed.), Extensification implications for beef cattle and sheep health and welfare. Aberdeen, UK, 17-23.

Fröscher, W., F. Gullotta, M. Saathoff, W. Tackmann. (1988). Chronic trichinosis. Clinical, bioptic, serological and electromyographic observations. European neurology 28: 221-226.

Fukushima, H., Hoshina, K., Gomyoda, M. (1999). Long-Term Survival of Shiga Toxin-Producing *Escherichia coli* O26, O111, and O157 in Bovine Feces. Applied and environmental microbiology 65(11): 5177-5181.

Fukuyama, M., Yokoyama, R., Sakata, S., Furuhata, K., Oonaka, K., Hara, M., Satoh, Y., Tabuchi, K., Itoh, T., Kai, A., Matsuda, M. (1999). Study on the verotoxin-producing *Escherichia coli* isolation of the bacteria from deer dung. Kansenshogaku Zasshi 73: 1140-1144.

Gabriel, M. W., Henn, J., Foley, J. E., Brown, R. N., Kasten, R. W., Foley, P., Chomel, B. B. (2009). Zoonotic Bartonella species in fleas collected on gray foxes (*Urocyon cinereoargenteus*). Vector-borne and zoonotic diseases 9(6): 597-602.

Gaillard, J.M., Delorme, D., Jullien, J.M., Tatin, D. (1993). Timing and synchrony of births in roe deer. Journal of mammalogy 74: 738-744.

Gallagher, A. J., Hammerschlag, N., Shiffman, D. S., Giery, S. T. (2014). Evolved for extinction: the cost and conservation implications of specialization in hammerhead sharks. Bio science 64(7): 619-624.

Gallardo, M.T., Mateos, L., Artieda, J., Wesslen, L., Ruiz, C., Garcia, M.A., Galmés-Truyols, A., Martín, A., Hernández-Pezzi, G., Andersson, Y., Gárate, T., Christensson, D. (2007). Outbreak of trichinellosis in Spain and Sweden due to consumption of wild boar meat contaminated with Trichinella britovi. Euro surveilliance 12(11).

Gamito Santos, J. A. (2012). Estudio integral de la trichinellosis silvestre en Extremadura. Memoria de Tesis Doctoral. Universidad de Extremadura. Facultad de Veterinaria.

Gil-Collado, J., Guillén-Lera, J.L., Zapatero-Ramos, L..M. (1979). Claves para la identificación de los Ixodoidea españoles (adultos). Revista Ibérica de Parasitología **39:** 107-118.

Gracia, M. J., Calvete, C., Estrada, R., C astillo, J. A., Peribáñez, M. A., Lucientes, J. (2012). Survey of flea infestation in cats in Spain. Medical and veterinary entomology DOI: 10.1111/j.1365-2915.2012.01027.x

García-Sánchez, R. N., Nogal-Ruiz, J. J., Manzano-Lorenzo, R., Díaz, J. M., Lopez, G. P., Ruano, F. J., Ramiro Casas, A.R., Bascón, C.C., Bolás-Fernández, F.m **Martínez-Fernández, A. R. (2009).** Trichinellosis survey in the wild boar from the Toledo mountains in south-western Spain (2007–2008): molecular characterization of Trichinella isolates by ISSR-PCR. Journal of helminthology 83(02): 117-120.

García-Sánchez, A., Sánchez, S., Rubio, R., Pereira, G., Alonso, J. M., Hermoso de Mendoza, J., Rey, J. (2007). Presence of Shiga toxin-producing *E. coli* O157: H7 in a survey of wild artiodactyls. Veterinary microbiology 121(3): 373-377.

Gaston, K.J., (2000). Global patterns in biodiversity. Nature, 405: 220-227.

Gavaudan, S., Barchiesi, F., Morandi, F., Bartozzi, B., Duranti, A., Antognini, E., Grelloni V., Forconi P., Salvi P., Dell'Orso M., Rossetti A., Perco, F. (2012). I Lupi hanno un ruolo nella diffusione della Trichinella britovi in Italia? Una breve nota-Does Wolf have a role in the spreading of Trichinella britovi in Italy? A short note.

Gehring, T. M., Swihart, R. K. (2003). Body size, niche breadth, and ecologically scaled responses to habitat fragmentation: mammalian predators in an agricultural landscape. Biological conservation 109(2): 283-295.

Gern, L., Rouvinez, E., Toutoungi, L.N., Godfroid, E. (1997). Transmission cycles of Borrelia burgdorferi sensu lato involving *Ixodes ricinus* and/or *I. hexagonus* ticks in the European hedgehog, Erinaceus europaeus, in suburban and urban areas in Switzerland. Folia parasitol 44: 309-314.

Gerrikagitia, X. (2010). Los carnívoros silvestres como reservorios de enfermedades de interés en sanida animal y salud pública. Administración de la Comunidad Autónoma del País Vasco. Departamento de Medio Ambiente, Planificación Territorial, Agricultura y Pesca. Universidad del País Vasco. Tesis doctorales Nº69.

Gibb, H., Hochuli, D. F. (2002). Habitat fragmentation in an urban environment: large and small fragments support different arthropod assemblages. Biological conservation 106(1): 91-100.

Giessen, J., Fonville, M., Bouwknegt, M., Langelaar, M., Vollema, A. (2007). Seroprevalence of Trichinella spiralis and Toxoplasma gondii in pigs from different housing systems in The Netherlands. Veterinary parasitology 148: 371-374.

Gil Collado, J. (1949). Pulgas españolas parásitas de roedores, Revista iberica de parasitología 9: 213-258.

Gil, H. (2002). Zonas endémicas de enfermedad de Lyme en la Comunidad Autónoma del País Vasco: estudio del papel de los micromamíferos en el mantenimiento de *Borrelia burgdorferi* sensu lato en el medio rural. Ph.D. thesis. Universidad de Zaragoza, Zaragoza, Spain.

Gill, B., Martinson, P., (1991). New Zealand's Extinct Birds, Random Century New Zealand Ltd.

Gilot, B., Pautou, G., Gosalbez, J., Moncada, E. (1976). Contribution à l'étude des Ixodidae (Acariña, Ixodoidea) des Monts Cantabriques (Espagne). Annales de parasitologie humaine et compareé 57 (2): 241-254.

Giraudoux, P., Romig, T., Eckert, J. (2001). Age determination of foxes.WHO/OIE manual on echinococcosis in humans and animals: a public health problem of global concern. World Organization for Animal Health, Paris 191-194.

Giribet, G., Edgecombe, G. D., Wheeler, W. C. (1999). Sistemática y filogenia de Artrópodos: estado de la cuestión con énfasis en datos moleculares. Boletin de la sociedad entomológica aragonesa 26: 197-212.

Gloor, S. (2002). The rise of urban foxes (*Vulpes vulpes*) in Switzerland and ecological and parasitological aspects of a population in the recently colonised city of Zurich. PhD thesis, University of Zurich, Zurich.

Gloor, S., Bontadina, F., Hegglin, D., Deplazes, P., Breitenmoser, U. (2001). The rise of urban fox populations in Switzerland. Mammalian biology 66: 155-164.

Goddard J. (2008). Infectious diseases and arthropods. 2º ed. Human Press. 250 p.

Gog J., Woodroffe R., Swinton J. (2002). Disease in endangered metapopulations: the importance of alternative hosts. Proceedings of the royal society of London 269: 671-676

Godfrey, S.S., Bull, C.M., Nelson, N.J. (2008). Seasonal and spatial dynamics of ectoparasite infestation of a threatened reptile, the tuatara (*Sphenodon punctatus*). Medical and veterinary entomology 22(4): 374-385.

Goldsmid, J.M. (1963). Ticks infesting dogs in the Salisbury area of Southern Rhodesia, Journal of the South African Veterinary medical association 34: 609−610.

Goldyn, B., Hromada, M., Surmacki, A., Tryjanowski, P. (2003). Habitat use and diet of the red fox (*Vulpes vulpes*) in an agricultural landscape in Poland. Zeitschrift für Jagdwissenschaft 49(3): 191-200.

Gómez, M. S., Blasco-Zumeta, J. (2001). Pulgas (Insecta: Siphonaptera) colectadas en los Monegros (Zaragoza). Boletin de la sociedad entomológica aragonesa 30: 171-174.

Gonzalez, E.A., Blanco, J. (1986). Colonization antigens, antibiotic resistance and plasmid content of enterotoxigenic *Escherichia coli* isolated from piglets with diarrhoea in Galicia (north-western Spain). Veterinary microbiology 11: 271-283.

González, E.A., Blanco, J. (1989). Serotypes and antibiotic resistance of verotoxigenic (VTEC) and necrotizing (NTEC) *Escherichia coli* strains isolated from calves with diarrhoea. Federation of european microbiological societies, Microbiology letters 51: 31-36.

González, A., Castro, D., González, S. (2004). Ectoparasitic species from Canis familiaris (Linné) in Buenos Aires province, Argentina. Veterinary parasitology 120(1): 123-129.

Gonzalez, A., Del Castro, C., Gonzalez, S. (2004). Ectoparasitic species from canis familiaris in Buenos Aires Province (Linne) in Buenos Aires province, Argentina. Veterinary parasitology 120: 123-129.

Gordon, E. R., Curns, A. T., Krebs, J. W., Rupprecht, C. E., Real, L. A., Childs, J. E. (2004). Temporal dynamics of rabies in a wildlife host and the risk of cross-species transmission. Epidemiology and infection 132(03): 515-524.

Gortázar, C., Ferroglio, E., Höfle, U., Frölich, K., Vicente, J. (2007). Diseases shared between wildlife and livestock: a European perspective. European journal of wildlife research 53(4): 241-256.

Gortázar, C., Herrero, J., Villafuerte, R., Marco, J. (2000). Historical examination of the status of large mammals in Aragon, Spain. Mammalia 64(4): 411-422.

Gottstein, B., Pozio, E., Nockler, K. (2009). Epidemiology, diagnosis, treatment, and control of Trichinellosis. Clinical microbiology reviews 22: 127-145.

Gould, E. A., Higgs, S. (2009). Impact of climate change and other factors on emerging arbovirus diseases. Transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene 103(2): 109-121.

Gracia, M.J., Calvete, C., Estrada, R., Castillo, J. A., Peribanez, M. A., Lucientes, J. (2008). Fleas parasitizing domestic dogs in Spain. Veterinary parasitology 151(2): 312-319.

Gracia, M. J., Calvete, C., Estrada, R., Castillo, J. A., Peribánez, M. A., Lucientes, J. (2013). Survey of flea infestation in cats in Spain. Medical and veterinary entomology 27(2): 175-180.

Gray, J. S. (1982). The development and questing activity of *Ixodes ricinus* (L.) (Acari: Ixodidae) under field conditions in Ireland. Bull. Entomology resource 72: 263-270.

Gray, J. S. (1984). Studies on the dynamics of active populations of the sheep tick, *Ixodes ricinus* (L.) in Co. Wicklow, Ireland. Acarologia 25: 167-178.

Gray, J.S. (1991). The development and seasonal activity of *Ixodes ricinus*: a vector for Lyme borreliosis. Review of Medical and Veterinary Entomology, 79: 323–333.

Gray, J.S. (2002). Biology of Ixodes species ticks in relation to tick-borne zoonoses. Wien Klin Wochenschrift 114(13-14):473

Gray, J. S., Dautel, H., Estrada-Peña, A., Kahl, O., Lindgren, E. (2009). Effects of climate change on ticks and tick-borne diseases in Europe. Interdisciplinary perspectives on infectious diseases.

Gray, J., Zintl, A., Hildebrandt, A., Hunfeld, K. P., Weiss, L. (2010). Zoonotic babesiosis: overview of the disease and novel aspects of pathogen identity.Ticks and tick-borne diseases, 1(1): 3-10.

Gregory, G. G., Munday, B. L. (1976). Internal parasites of feral cats from the Tasmanian Midlands and King Island. Australian veterinary journal 52(7): 317-320.

Griffiths, H.J. Thomas, D.H. (1993). The status of the badger *Meles meles* in Europe. Mammal review 23: 17-58.

Groombridge, B. (1992). Global Biodiversity - Status of the Earth's Living Resources: A Report Compiled by the

World Conservation Monitoring Centre. Chapman and Hall, London, New York.

Gross, E.M., Hoida, G., Sadeh, T. (1996). Opposition to trap-sterilizerelease programs for feral cats (lett). Journal of american veterinary medical association 208: 1380-1381.

Grzeszczuk, A., Stańczak, J. (2006). Highly Variable Year-to-Year Prevalence of Anaplasma phagocytophilum in Ixodes ricinus Ticks in Northeastern Poland: A 4-Year Follow-up. Annals of the New York Academy of Sciences, 1078(1), 309-311.

Gubler, D. J. (2002). Epidemic dengue/dengue hemorrhagic fever as a public health, social and economic problem in the 21st century. Trends in microbiology 10(2): 100-103.

Guenther, S., Ewers, C., Wieler, L. H. (2011). Extended-spectrum beta-lactamases producing *E. coli* in wildlife, yet another form of environmental pollution?. Frontiers in microbiology, 2.

Guerra, D., Armua-Fernandez, M. T., Silva, M., Bravo, I., Santos, N., Deplazes, P., Carvalho, L. M. M. D. (2013). Taeniid species of the Iberian wolf (*Canis lupus signatus*) in Portugal with special focus on *Echinococcus* spp. International Journal for Parasitology: Parasites and wildlife 2: 50-53.

Guglielmone, A.A., Robbins, R.G., Apanaskevich, D. A., Petney, T. N., Estrada-Pena, A., Horak, I.G., Shao, R., Barker, S.C. (2010). The Argasidae, Ixodidae and Nuttalliellidae (Acari: Ixodida) of the world: a list of valid species names. Zootaxa 2528(6): 1-28.

Guillot, J., Bouree, P. (2007). Zoonotic worms from carnivorous pets: risk assessment and prevention. Bulletin de l'academie nationale de medecine 191(1): 67-78.

Guislain, M. H., Raoul, F., Poulle, M. L., Giraudoux, P. (2007). Fox faeces and vole distribution on a local range: ecological data in a parasitological perspective for *Echinococcus multilocularis*. Parasite, 14(4): 299-308.

Gustafsson, L., Nordling, D., Andersson, M., Sheldon, B., Qvarnstrom, A. (1994). Infectious diseases, reproductive effort and the cost of reproduction in birds. Philosophical transactions of royal society of London, biology sciense 346(1317): 323-331.

Guzman, R. F. (1984). A survey of cats and dogs for fleas: with particular reference to their role as intermediate hosts of *Dipylidium caninum*. New Zealand veterinary journal 32(5): 71-73.

Gyles, C. L. (1994). *Escherichia coli* in domestic animals and humans. Cab International.

Gyles, C.L. (2007). Shiga toxin-producing *Escherichia coli*: an overview. Journal animal sciense 85(13): E45-62

Haigh, A. (2011). The ecology of the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) in rural Ireland. PhD thesis, School of Biological, Earth and Environmental Sciences, College of Science, Engineering and Food Science, University College Cork.

Haque, M., Singh, N. K., Rath, S. S., Ghosh, S. (2011). Epidemiology and seasonal dynamics of ixodid ticks of dairy animals of Punjab state, India. Indian journal of animal sciences 81(7): 661.

Halos, L., Jamal, T., Maillard, R., Beugnet, F., Le Menach, A., Boulouis, H. J., Vayssier-Taussat, M. (2005). Evidence of *Bartonella* sp. in questing adult and nymphal *Ixodes ricinus* ticks from France and co-infection with *Borrelia burgdorferi* sensu lato and *Babesia* sp. Veterinary research 36(1): 79-87.

Hamnes, I. S., Gjerde, B. K., Forberg, T., Robertson, L. J. (2007). Occurrence of Giardia and Cryptosporidium in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*). Veterinary parasitology 143(3): 347-353.

Hancock, D., Besser, T., Lejeune, J., Davis, M., Rice, D. (2001). The control of VTEC in the animal reservoir. International journal of food microbiology 66(1): 71-78.

Harris, N. C., Dunn, R. R. (2013). Species loss on spatial patterns and composition of zoonotic parasites. Proceedings of the Royal Society of London, biological sciences 280(1771): 20131847.

Hars, J., Rossi, S., Boue, F., Garin-Bastuji, B., Le Potier, M.F., Boireau, P., Hattenberger, A.M., Louguet, Y., Toma, B. (2007). Le risque sanitaire lié au sanglier sauvage. Bulletin des groupements techniques vétérinaires 40: 37-41.

Hartung, M. (2007a). *Ergebnisse der Zoonoseerhebung 2005 bei Lebensmitteln.* Fleischwirtschaft 2**:** 98-*106.*

Hartung, M. (2007b). *Ergebnisse der Zoonosenerhebung bei Lebensmitteln für das Jahr 2006.* Journal fur verbrauchershutz und lebensmittelsicherhit 2**:** 468-*479.*

Hegglin, D. (2003). The Fox Tapeworm (*Echinococcus multilocularis*) and the Red Fox (*Vulpes vulpes*) in the Urban Habitat: Ecological and Epidemiological Aspects and an Evaluation of an Intervention Strategy. Erlangung der naturwissenschaftlichen Doktorwürde, Mathematisch-naturwissenschaftlichen Fakultät, Universität Zürich.

Hegglin, D., Bontadina, F., Contesse, P., Gloor, S. Deplazes, P. (2007). Plasticity of predation behavior as a putative driving force for parasite life-cycle dynamics, the case of urban foxes and Echinococcus multilocularis tapeworm. Functional ecology 21: 552–560.

Hegglin, D., Bontadina, F., Gloor, S., Romer, J., Müller, U., Breitenmoser, U., Deplazes, P. (2004). Baiting red foxes in an urban area: a camera trap study. Journal of wildlife management 68(4): 1010-1017.

Henn, J.B., Gabriel, M.W., Kasten, R.W., Brown, R.N. (2007). Gray foxes (Urocyon cinereoargenteus) as a potential reservoir of a *Bartonella clarridgeiae* like bacterium and domestic dogs as sentinels for zoonotic arthropod-borne pathogens in northern California. Journal os clinical microbiology 45:2411-2418.

Henn, J.B., Koehler, J.E., Gabriel, M., Kasten, R.W. (2006). A new zoonotic *Bartonella* sp. in domestic dogs and wild carnivores from California. International Conference on Emerging Infectious Diseases, Atlanta, GA, USA. 316A.

Hervías, S., Henriques, A., Oliveira, N., Pipa, T., Cowen, H., Ramos, J.A., Nogales, M., Geraldes, P., Silva, C., Ibáñez, R., Oppel, S. (2013b). Studying the effects of multiple invasive mammals on Cory's shearwater nest survival. Biological Invasions 15(1): 143-155.

Hervías, S., Ramos, J. A., Nogales, M., Ruiz de Ybáñez, R. (2013c). Effect of exotic mammalian predators on parasites of Cory's shearwater: ecological effect on population health and breeding success. Parasitology resource DOI 10.1007/s00436-013-3443-y.

Hervías, S., Silva, C., Pipa, T., Oliveira, N., Henriques, A., Geraldes, P. L., Mealha, S., Diaz, E., Bravo, I., Oppel, S., Medina, F. M. (2012). Invasive mammal species on Corvo Island: is their eradication technically feasible. Airo 22: 12-28.

Hervías, S., Oppel, S., Medina, F. M., Pipa, T., Díez, A., Ramos, J. A., Nogales, M. (2013a). Assessing the impact of introduced cats on island biodiversity by combining dietary and movement analysis. Journal of zoology 292(1): 39-47.

Hill, C.A., Kafatos, F.C., Stansfield, S.K., Collins, F.H. (2005). Arthropod-borne diseases: vector control in the genomics era. Nature Reviews of microbiology 3(3): 262-268.

Hillyard P. D. (1996). Ticks of north-west Europe, *in*: Synopses of the British fauna. Barnes K.R.S., Crothers J.H. The Linnean society of London and the estuarine and coastal sciences association, London.

Hinkle, N. C., Koehler, P. G., Patterson, R. S. (1998). Host grooming efficiency for regulation of cat flea (Siphonaptera: Pulicidae) populations. Journal of medical entomol 35(3): 266-269.

Hodžić, A., Alić, A., Omeragić, J. (2014). Occurrence of *Cryptosporidium* spp. and *Giardia duodenalis* in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Bosnia and Herzegovina. Macedonian Veterinary Review.

Hofer, E., Cernela, N., Stephan, R. (2012). Shiga Toxin Subtypes Associated with Shiga Toxin–Producing *Escherichia coli* Strains Isolated from Red Deer, Roe Deer, Chamois, and Ibex. Foodborne pathogens and disease 9(9): 792-795.

Hofer, S., Gloor, S., Müller, U., Mathis, A., Hegglin, D., Deplazes, P. (2000). Urban cycle of Echinococcus multilocularis in the city of Zurich, Switzerland. Parasitology 120: 135-142.

Höfle, U., Vicente, J., Nagore, D., Hurtado, A., Peña, A., Fuente, J. D. L., Gortázar, C. (2004). The risks of translocating wildlife: pathogenic infection with Theileria sp. and Elaeophora elaphi in an imported red deer. Veterinary parasitology, 126(4): 387-395.

Horak, I.G. (1995). Ixodid ticks collected at the Faculty of Veterinary Science, Onderstepoort, from dogs diagnosed with Babesia canis infection. Journal of the South African veterinary association 66: 170−171.

Horak, I. G., Beaucournu, J. C., Braack, L.E. (2004). Parasites of domestic and wild animals in South Africa. XLIV. Fleas (Insecta: Siphonaptera: Pulicidae) collected from 15 carnivore species. Onderstepoort journal of veterinary research 71(1): 9-14.

Horak, I.G., Braack, L.E.O., Fourie, L.J., Walker, J.B. (2000). Parasites of domestic and wild animals in South Africa. XXXVIII. Ixodid ticks collected from 23 wild carnivore species. Onderstepoort journal of veterinary research 67: 239-250.

Horak, I. G., Heyne, H., Donkin, E. F. (2010). Parasites of domestic and wild animals in South Africa: XLVIII. Ticks (Acari: Ixodidae) infesting domestic cats and wild felids in southern Africa. Onderstepoort journal of veterinary research 77(1): 01-07.

Horak, I.G., Matthee, S. (2003). Parasites of domestic and wild animals in South Africa. XLIII. Ixodid ticks of domestic dogs and cats in the Western Cape Province, Onderstepoort journal of veterinary Research 70: 187-195.

Horcajo P, et al. (2011). Comparison of rumi nant and human attaching and effacing *Escherichia coli* (AEEC) strains. Veterinary microbiology DOI:10.1016/j.vetmic.2011.08.034.

Horta, M.C., Chiebao, D.P., De Souza, D.B., Ferreira, F., Pinheiro, S.R., Labruna, M.B. (2006). Prevalence of *Rickettsia felis* in the fl eas *Ctenocephalides felis* and *Ctenocephalides canis* from two Indian villages in São Paulo Municipality, Brazil. Annals of the New York academy of sciense 1078: 361-3.

Hubalek, Z. (2009). Epidemiology of Lyme borreliosis. Current problems in dermatology 37: 31-50.

Hubbart, J. A., Jachowski, D. S., Eads, D. A. (2011). Seasonal and among-site variation in the occurrence and abundance of fleas on California ground squirrels (*Otospermophilus beecheyi*). Journal of vector ecology 36(1): 117-123.

Hughes, J.E. (1993). Feral cats (lett). Journal of american veterinary medicine association 203: 1256-1257.

Hussein, H. S. (2007). Prevalence and pathogenicity of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* in beef cattle and their products. Journal of animal science 85(13): 63-72.

Instituro de estadística y cartografía de Andalucía (2010). Densidad de población por Comunidades Autónomas. Sistema de Información Multiterritorial de Andalucía.http://www.juntadeandalucia.es/institutodeestadisticaycatografia/webescolar/actividad32/Actividad:Densidad-de-poblacion-por-Comunidades-Autonomas-y-Espana (18/10/2015).

Instituto de Salud Carlos III (1997-2015). Enfermedades de declaración obligatoria. Series temporales. http://www.isciii.es/ISCIII/es/contenidos/fd-servicios-cientifico-tecnicos/fd-vigilancias-alertas/fd-enfermedades/enfermedades-declaracion-obligatoria-series-temporal es.shtml

Ishida , C. , Tsuneoka , H. , Iino , H. , Murakami , K. , Inokuma , H. , Ohnishi , T., Tsukahara, M. (2001). *Bartonella henselae* infection in cat and dog fleas. Kansenshogaku Zasshi 75: 133-136.

Ishikura, M., S. Ando, Y. Shinagawa, K. Matsuura, S. Hasegawa, T. Nakayama, H. Fujita, and M. Watanabe. (2003). Phylogenetic analysis of spotted fever group rickettsiae based in gltA, 17 kDa, and rOmpA genes ampliÞed by nested PCR from ticks in Japan. Microbiology immunology 47: 823-832.

Ishii, S., Meyer, K. P., Sadowsky, M. J. (2007). Relationship between phylogenetic groups, genotypic clusters, and virulence gene profiles of *Escherichia coli* strains from diverse human and animal sources. Applied and environmental microbiology 73(18): 5703-5710.

Izquierdo, J., Barrena, G. (2006). Marqueses, Funcionarios, Políticos y Pastores. Crónica de un Siglo de Desencuentros entre Naturaleza y Cultura en Los Picos de Europa. Ediciones Nobel, Oviedo, Espana.

Jacobs, P.A.H., Fourie, L.J., Kok, D.J. Horak, I.G. (2001). Diversity, seasonality and sites of attachment of adult ixodid ticks on dogs in the central region of the Free State Province, South Africa. Onderstepoort journal of veterinary research 68: 281-290.

Jado, I., Oteo, J. A., Aldámiz, M., Gil, H., Escudero, R., Ibarra, V., Portu, J., Portillo, A., Lezaun, M.J., García-Amil, C., Rodríguez-Moreno, I., Anda, P. (2007). *Rickettsia monacensis* and human disease, Spain. Emerging infectious diseases 13(9): 1405.

Jakubek, E. B., Bröjer, C., Regnersen, C., Uggla, A., Schares, G., Björkman, C. (2001). Seroprevalences of *Toxoplasma gondii* and *Neospora caninum* in Swedish red foxes (*Vulpes vulpes*). Veterinary parasitology 102(1): 167-172.

James, B., Kaper, J., Nataro, J., Mobley, H. (2004). Pathogenic *Escherichia coli*. Nature reviews microbiology 2.

Jenkins, E. J., Schurer, J. M., Gesy, K. M. (2011). Old problems on a new playing field: Helminth zoonoses transmitted among dogs, wildlife, and people in a changing northern climate. Veterinary parasitology 182(1): 54-69.

Jiang, J., Soeatmadji, D.W., Henry, K.M., Ratiwayanto, S., Bangs, M.J., Richards, A.L. (2006). *Rickettsia felis* in *Xenopsylla cheopis*, Java, Indonesia. Emergency infections diseases 12: 1281-3.

Jittapalapong, S., Sangvaranond, A., Inpankaew, T., Pinyopanuwat, N., Chimnoi, W., Kengradomkij, C., Wongnakphet, S. (2008). Ectoparasites of stray cats in Bangkok metropolitan areas, Thailand. Journal of naturalist sciense 42: 71-75.

Jones, B., McKeever, D., Grace, D., Pfeiffer, D., Mutua, F., Njuki, J., McDermott, J., Rushton, J.,Said, M., Ericksen, P., Kock, R., Alonso, S. (2011). Zoonoses (Project 1): Wildlife/domestic livestock interactions. A final report to the Department for International Development, UK. The International Livestock Research Institute, Nairobi & Royal Veterinary College, London.

Jones, K. E., Patel, N. G., Levy, M. A., Storeygard, A., Balk, D., Gittleman, J. L., Daszak, P. (2008). Global trends in emerging infectious diseases. Nature 451(7181): 990-993.

Jongejan, F., Uilenberg, G. (2004). The global importance of ticks. Parasitology, 129(1): 3-14.

Kaczensky, P., Chapron, G., von Arx, M., Huber, D., Andrén, H., Linnell, J. (2012). Status, management and distribution of large carnivores in Europe. Report to the European comision.

Kalluri, S., Gilruth, P., Rogers, D., Szczur, M. (2007). Surveillance of arthropod vector-borne infectious diseases using remote sensing techniques: a review. PLoS pathogens, 3(10): 116.

Kapel, C.M.O. (2005). Changes in the EU legislation on Trichinella inspection new challenges in the epidemiology. Veterinary parasitology 132(1): 189-194.

Kapel, C. M., Henriksen, S. A., Dietz, H. H., Henriksen, P., Nansen, P. (1994). A study on the predilection sites of *Trichinella spiralis* muscle larvae in experimentally infected foxes (*Alopex lagopus*, *Vulpes vulpes*). Acta veterinaria scandinavica 35(2): 125-32.

Kapel, C. M. (2000). Host diversity and biological characteristics of the *Trichinella* genotypes and their effect on transmission. Veterinary parasitology 93(3-4): 263-78.

Karesh, W. B., Cook, R. A., Bennett, E. L., Newcomb, J. (2005). Wildlife trade and global disease emergence. Emerging infectious diseases 11(7).

Karmali, M. A., Mascarenhas, M., Shen, S., Ziebell, K., Johnson, S., Reid-Smith, R., Isaac-Renton, J., Clark, C., Rahn, K., Kaper, J. B. (2003). Association of genomic O island 122 of *Escherichia coli* EDL 933 with verocytotoxin-producing *Escherichia coli* seropathotypes that are linked to epidemic and/or serious disease. Journal of clinical microbiology 41(11): 4930-4940.

Kaspar, C., Doyle, M. E., Archer, J. (2009). FRI Food Safety Review: non-O157: H7 Shiga toxin-producing *E. coli* from meat and non-meat sources. Food Research Institute, UW-Madison.

Kauffmann, F. (1947). The serology of the coli group. Journal of immunology 57: 71-100.

Kaufman, L. (1992). Catastrophic change in species-rich freshwater ecosystems. Bioscience 846-858.

Keesing, F., Belden, L. K., Daszak, P., Dobson, A., Harvell, C. D., Holt, R. D., Hudson, P., Jolles, A., Jones, K.E., Mitchell, C.E., Myers, S.S., Bogich, T., Ostfeld, R. S. (2010). Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. Nature 468(7324): 647-652.

Keene, W. E., Sazie, E., Kok, J., Rice, D. H., Hancock, D. D., Balan, V. K., Tong Zhao, M.D., **Doyle, M. P. (1997).** An outbreak of *Escherichia coli* 0157: H7 infections traced to jerky made from deer meat. Jama 277(15): 1229-1231.

Kelly, P., Rolain, J. M., Raoult, D. (2005). Prevalence of human pathogens in cat and dog fleas in New Zealand. New Zeland medicine jorunal 118(1226): 1754.

Kern, W.H., D.L. Richman, P.G. Koehler, Brenner, R.J. (1999). Outdoor survival and devlopment of immature cat feas (Siphonaptera:Pulicidae) in Florida. Journal of medical entomology 36: 207-211.

Kidawa, D., Kowalczyk, R. (2011). The effects of sex, age, season and habitat on diet of the red fox (*Vulpes vulpes*) in northeastern Poland. Acta theriologica 56(3): 209-218.

King, C.M. (1984). Immigrant killers: introduced predators and the conservation of birds in New Zealand (p. 224). Auckland: Oxford University Press.

Kim, C., Kim, J., Yi, Y., Lee, M., Cho, M.R., Shah, D.H., Klein, T.A., Kim, H.C., Song, J.W., Chong, S.T., O'Guinn, M.L., Lee, J.S., Lee, I.Y., Park, J.H., **Chae, J. S. (2005).** Detection of Bartonella species from ticks, mites and small mammals in Korea. Journal of veterinary science 6(4): 327.

Kloch, A., Bednarska, M., Bajer, A. (2005). Intestinal macro-and microparasites of wolves (*Canis lupus*) from north-eastern Poland recovered by coprological study. Annals of agricultural and environmental medicine 12(2): 237.

Knols, B. G., Takken, W. (2007). Alarm bells ringing: more of the same, and new and novel diseases and pests. Emerging pests and vector-borne diseases in Europe 13-19.

Kočišová, A., Lazar, P., Letková, V., Čurlík, J., Goldová, M. (2006). Ectoparasitic species from red foxes (*Vulpes vulpes*) in East Slovakia.Veterınarskıarhıv *76*: 59-63.

Koehler, J.E., Glaser, C.A. Tappero, J.W. (1994). *Rochalimaea henselae* infection. A new zoonosis with the domestic cat as reservoir. Journal of the american medical association 271: 531-535.

Koutinas, A. F., Papazahariadou, M. G., Rallis, T. S., Tzivara, N. H., Himonas, C. A. (1995). Flea species from dogs and cats in northern Greece: environmental and clinical implications. Veterinary parasitology 58(1): 109-115.

Kramer-Schadt, S., Revilla, E., Wiegand, T. (2005). Lynx reintroductions in fragmented landscapes of Germany: Projects with a future or misunderstood wildlife conservation? Biological conservation 125(2): 169-182.

Krasnov, B. R. (2008). Functional and evolutionary ecology of fleas. Cambridge, United Kingdom: Cambridge University Press.

Krasnov, B. R., I. S. Khokhlova, L. J. Fielden and N. V. Burdelova. (2001). The effect of air temperature and humidity on the survival of pre-imaginal stages of two fea species (Siphonaptera: Pulicidae). Journal of medical entomology 38: 629-637.

Krasnov, B. , Khokhlova, I., Fielden, L. and Burdelova, N. (2002a). Time of survival under starvation in two flea species (Siphonaptera: Pulicidae) at different air temperatures and relative humidities Journal of vector ecology.

Krasnov, B., Khokhlova, I., Shenbrot, I. (2002). The effect of host density on ectoparasite distribution: an example of a rodent parasitized by fleas. Ecology 83(1): 164-175.

Krasnov, B.R., Shenbrot, G.I. (2002). Coevolutionary events in history of association of jerboas (Rodentia: Dipodidae) and their flea parasites. Israel journal of zoology 48: 331–350.

Krasnov, B. R, Shenbrot, G. I., Khokhlova, I. S., Degen, A. A. (2004). Flea species richness and parameters of host body, host geography and host 'milieu'. Journal of animal ecology 73: 1121-1128.

Krivokapich, S.J., Pozio, E., Gatti, G.M., Prous, C.L.G., Ribicich, M., Marucci, G., La Rosa, G., Confalonieri, V. (2012). Trichinella patagoniensis n. sp. (Nematoda), a new encapsulated species infecting carnivorous mammals in South America. International journal for parasitology 42(10): 903-910.

Kruse, H., Kirkemo, A. M., Handeland, K. (2004). Wildlife as source of zoonotic infections. Emerging infectious diseases 10: 2067-2072.

Kruszewska, D., Tylewska-Wierzbanowska, S. (1995). Unknown species of rickettsiae isolated from Ixodes ricinus tick in Walcz. Roczniki Akademii Medycznej w Bialymstoku 41(1), 129-135.

Kumar, V., E. Pozio, J. De Borchgrave, J. Mortelmans, and W. De Meurichy. (1990). Characterization of a *Trichinella* isolate from polar bear. Ann. Soc. Belge Med. Trop. 70: 131-135.

Kumar, G.S., Smith, H., (2000). Pets, poop and parasites. Microbiology today 27, 84–86.

Kumsa, B. E., Mekonnen, S. (2011). Ixodid ticks, fleas and lice infesting dogs and cats in Hawassa, southern Ethiopia. Onderstepoort journal of veterinary research 78(1): 1-8.

Kwochka, K.W., Bevier, D.E. (1987). Flea dermatitis. Contemporary Issues in Small Animal Practice, Vol. 8: Dermatology (ed. By G.H. Nesbitt), pp. 21-55. Churchill Livingstone, New York, NY.

Labruna, M.B., Horta, M.C., Aguiar, D.M., Cavalcante, G.T., Pinter, A., Gennari, S.M., Camargo, L.M.A. (2007). Prevalence of Rickettsia infection in dogs from the urban and rural areas of Monte Negro municipality, western Amazon, Brazil. Vector-borne and zoonotic diseases 7(2): 249-255.

Labruna, M. B., McBride, J. W., Camargo, L. M. A., Aguiar, D. M., Yabsley, M. J., Davidson, W. R., Stromdahl, E.Y., Williamson, P.C., Stich, R.W., Long, S.W., Camargo, E.P., Walker, D. H. (2007). A preliminary investigation of *Ehrlichia* species in ticks, humans, dogs, and capybaras from Brazil. Veterinary parasitology 143(2): 189-195.

Labuda, M., Nuttall, P.A. (2004). Tick-borne viruses. Parasitology 129(1): 221-245.

Lanfranchi, P., Ferroglio, E., Poglayen, G., Guberti, V. (2003). Wildlife veterinarian, conservation and public health. Veterinary research communications 27(1): 567-574.

Lane, R. S., Steinlein, D. B., Mun, J. (2004). Human behaviors elevating exposure to *Ixodes pacificus* (Acari: Ixodidae) nymphs and their associated bacterial zoonotic agents in a hardwood forest. Journal of medical entomology 41(2): 239-248.

La Rosa, G., Marucci, G., Pozio, E. (2003). Biochemical analysis of encapsulated and non-encapsulated species of *Trichinella* (Nematoda, Trichinellidae) from cold-and warm-blooded animals reveals a high genetic divergence in the genus. Parasitology research 91(6): 462-466.

Lasanta, T., González-Hidalgo, J.C., Vicente-Serrano, S.M., Sferi, E. (2006). Using landscape ecology to evaluate an alternative management scenario in abandoned Mediterranean mountain areas. Landscape urban plann 78: 101-114.

Latham, J., Staines, B.W., Gorman, M.L. (1997). Correlations of red (Cervus elaphus) and roe (*Capreolus capreolus*) deer densities in Scottish forest with environmental variables. Journal of zoology 242: 681-704.

Laurenson, M. K., Mlengeya, T., Shiferaw, F., Cleaveland, S. (2005). Approaches to disease control in domestic canids for the conservation of endangered wild

carnivores. Occasional papers of the IUCN species survival commission 30: 141-6.

Lebarbenchon, C., Poulin, R., Gauthier-Clerc, M., Thomas, F. (2006). Parasitological consequences of overcrowding in protected areas. EcoHealth 3(4): 303-307.

Lehmann, S., M. Timm, H. Steinrück, P. Gallien. (2006). Detection of STEC in faecal samples of free-ranging wild and in wild meat samples. Fleischwirtschaft 4**:** 93-96.

Letková, V., Lazar, P., Urlík, J., Goldová, M., Kocišová, A., Košuthová, L. (2006). The red fox (*Vulpes vulpes*) as a source of zoonoses. Veterinary archive 76: 73-81.

Le Viol, I., Jiguet, F., Brotons, L., Herrando, S., Lindstrom, A., Pearce-Higgins, J. W., Reif, J., Van Turnhout, C., Devictor, V. (2012). More and more generalists: two decades of changes in the European avifauna. Biology letters 8: 780-782.

Levy, J. K., Crawford, P. C., Lappin, M. R., Dubovi, E. J., Levy, M. G., Alleman, R., Tucker, S.J. Clifford, E. L. (2008). Infectious diseases of dogs and cats on Isabela Island, Galapagos. Journal of veterinary internal medicine 22(1): 60-65.

Lewis, J. W. (1968). Studies on the helminth parasites of voles and shrews from Wales. Journal of Zoology, 154(3): 313-331.

Lewis, R. E. (1998). Résumé of the Siphonaptera (Insecta) of the world. Journal of medical entomology 35(4): 377-389.

Liberg, O., Sandell M, Pontier, D., Natoli, E. (2000). Density, spatial organisation and reproductive tactics in the domestic cat and other felids. Pp. 83-98, in D.C. Turner and P. Bateson (eds.) The Domestic Cat: the Biology of its Behaviour, 2nd edition. Cambridge University Press, Cambridge.

Liebisch, A., Walter, G. (1986). Untersuchungen von Zecken bei Haus- und Wildtieren in Deutschland: Zum Vorkommen und zur Biologie der Igelzecke (*Ixodes hexagonus*) und der Fuchszecke (*Ixodes canisuga*). Deut Tierarztl Woch 93: 447–450.

Linardi, P.M., Guimarães, L.R. (2000). Sifonápteros do Brasil. Ed. MZUSP, FAPESP. São Paulo, Brasil, 291 pp.

Lindenfors, P., Nunn, C. L., Jones, K. E., Cunningham, A. A., Sechrest, W., Gittleman, J. L. (2007). Parasite species richness in carnivores: effects of host body mass, latitude, geographical range and population density. Global ecology and biogeography 16(4): 496-509.

Lindgren, E., Talleklint, L., Polfeldt, T. (2000). Impact of climatic change on the northern latitude limit and population density of the disease-transmitting European tick Ixodes ricinus, Environmental Health Perspectives 108(2): 119-123.

Lillehaug, A., Bergsjø, B., Schau, J., Bruheim, T., Vikøren, T., Handeland, K. (2005). Campylobacter spp., Salmonella spp., verocytotoxic Escherichia coli, and antibiotic resistance in indicator organisms in wild cervids. Acta Veterinaria Scandinavica 46: 23-32.

Lindenfors, P., Nunn, C. L., Jones, K. E., Cunningham, A. A., Sechrest, W., Gittleman, J. L. (2007). Parasite species richness in carnivores: effects of host body mass, latitude, geographical range and population density. Global ecology and biogeography 16(4): 496-509.

Lindsay, L.R., Galloway, T.D. (1997). Seasonal activity and temporal separation of four species of fleas (Insecta: Siphonaptera) infesting Richardson's ground squirrels, Spermophilus richardsonii (Rodentia: Sciuridae), in Manitoba, Canada. Canadian journal of zoology 75(8): 1310-1322.

Llaneza, L., Blanco, J.C. (2002). Diagnóstico de las poblaciones de lobo en Castilla y León. Consejería de Medio Ambiente de Castilla y León, Valladolid. Informe inédito.

Lodé, T. (2002). An endangered species as indicator of freshwater quality: fractal diagnosis of fragmentation within a European mink (*Mustela lutreola*) population. Archive fur hydrobiologie 155(1): 163-176.

Loftis, A. D., Reeves, W. K., Szumlas, D. E., Abbassy, M. M., Helmy, I. M., Moriarity, J. R., Dasch, G. A. (2006). Surveillance of Egyptian fleas for agents of public health significance: *Anaplasma*, *Bartonella*, *Coxiella*, *Ehrlichia*, *Rickettsia*, and *Yersinia pestis*. The American journal of tropical medicine and hygiene *75*(1): 41-48.

Loope, L.L. (1999). *Hawaii and the Pacific Islands. In US Geological Survey. Status and Trends of the Nation's Biological Resources. Washington (DC): US government printing office.*

López-Martín, J. M. (2010). Zorro (*Vulpes vulpes*). En: Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles. Salvador, A., Cassinello, J. (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid.

Lowe, S., Browne, M., Boudjelas, S., De Poorter, M. (2000). 100 of the world's worst invasive alien species: a selection from the global invasive species database (p. 12). Auckland,, New Zealand: Invasive Species Specialist Group.

Lowe. J., Browne, M., Boudjelas, S. (2004). 100 de las especies exóticas invasoras más dañinas del mundo. Grupo de Especialistas de Especies Invasoras (GEEI), Auckland, Nueva Zelandia.

Lowry, H., Lill, A., Wong, B. (2013). Behavioural responses of wildlife to urban environments. Biological reviews 88(3): 537-549.

Lozano, J., Virgós, E., Cabezas-Díaz, S., Mangas, J. G. (2007). Increase of large game species in Mediterranean areas: Is the European wildcat (*Felis silvestris*) facing a new threat? Biological conservation 138(3): 321-329.

MacDonald, D.W., Boitani, L. Barrasso, P. (1980). Foxes, wolves and conservation in the Abruzzo mountains. Biogeographica 18: 223-235.

MacDonald, D. W., Sillero-Zubiri, C. (2004). The biology and conservation of wild canids. Oxford University Press.

MacArthur, R. H., Wilson, E. 0. (1963). An equilibrium theory of insular zoogeography. Evolution 17: 373-387.

MacArthur, R. H., Wilson, E. 0. (1967). The theory of island biogeography. Princeton Univ. Press, Princeton, NJ. 203 pp.

MacDonald, D. W., Reynolds, J. C. (2004). Red fox (*Vulpes vulpes*) Linnaeus, 1758. Pp. 129-136.En: Sillero-Zubiri, C., Hoffmann, M., Macdonald, D. W. (Eds.). Canids: Foxes, Wolves, Jackals and Dogs. Status Survey and Conservation Action Plan. IUCN/SSC Canid specialist group.

MacDonald, D. W., Reynolds, J. C. (2005). Chapter 5.3-Red Fox (*Vulpes vulpes*). Canids: Foxes, Wolves, Jackals and Dogs. Status Survey and Conservation Action Plan. Cambridge, UK: IUCN/SSC Canid specialist group 129-136.

Macdonald, D. W., Reynolds, J. C. (2010). *Vulpes vulpes.* En: IUCN Red list of threatened species. Version 2010.1.

Machackova, M., Svastova, P., Lamka, J., Parmova, I., Liska, V., Smolik, J., Fischer, O.A., Pavlik, I. (2004). Paratuberculosis in farmed and free-living wild ruminants in the Czech Republic (1999-2001). Veterinary microbiology 101(4): 225-234.

MacLeod, C. J., Paterson, A. M., Tompkins, D. M., Duncan, R. P. (2010). Parasites lost do invaders miss the boat or drown on arrival? Ecology letters 13: 516–527.

Macpherson, C.N. (2005). Human behaviour and the epidemiology of parasitic zoonoses. International journal for parasitology 35(11): 1319-1331.

Maia, C., Nunes, M., Campino, L. (2008). Importance of cats in zoonotic leishmaniasis in Portugal. Vector-borne and zoonotic diseases 8(4): 555-560.

Malakauskas, A., Paulauskas, V., Jarvis, T., Keidans, P., Eddi, C., Kapel, C.M.O. (2007). Molecular epidemiology of Trichinella spp. in three Baltic countries: Lithuania, Latvia and Estonia. Parasitology research 10(4): 687.

Malloy, W. F., Embil, J. A. (1978). Prevalence of Toxocara spp. and other parasites in dogs and cats in Halifax, Nova Scotia. Canadian journal of comparative medicine 42(1): 29.

Manilla, G., Sobrero, L. (1982). Zecche ed uccelli in Italia I. Lista delle specie. Rivista di parassitologia 43: 241-252.

Mannelli A, Boggiatto G, Grego E, Cinco M, Murgia R, Stefanelli S, De Meneghi D, Rosati S. (2003). Acarological risk of exposure to agents of tick-borne zoonoses in the first recognised Italian focus of Lyme borreliosis. Epidemiology infection 131: 1139-47.

Marano, N., Arguin, P. M., Pappaioanou, M. (2007). Impact of globalization and animal trade on infectious disease ecology. Emerging infectious diseases 13(12): 1807.

Marí, R. B., Marí, J. M., Moscardó, M. T. O., Peydró, R. J. (2009). Artrópodos con interés vectorial en la salud pública en España. Revista española de salud pública *83*(2): 201-214.

Marié, J. L., Davoust, B., Socolovschi, C., Mediannikov, O., Roqueplo, C., Beaucournu, J. C., Raoult, D., Parola, P. (2012). Rickettsiae in arthropods collected from red foxes (*Vulpes vulpes*) in France. Comparative immunology, microbiology and infectious diseases 35(1): 59-62.

Márquez, F. J., Hidalgo-Pontiveros, A., Contreras-Chova, F., Rodríguez-Liebana, J. J. Muniain-Ezcurra, M. A. (2005). Ticks (Acarina: Ixodidae) as vectors and reservoirs of pathogen microorganisms in Spain. Enferm. Infecction microbiology clinic 23(2): 94-102.

Márquez, F.J., Morel, P.C., Guiguen, C., Beaucournu, J.C. (1992). Clé dichotomique des Ixodidae d'Europe. I. Les larves du genre Ixodes. Acarologia **33:** 325 -330.

Márquez, F.J., Muniain, M.A., Rodriguez-Liebana, J.J., Del Toro, M.D., Bernabeu-Wittel, M. & Pach´on, A.J. (2006). Incidence and distribution pattern of Rickettsia felis in peridomestic fleas from Andalusia, southeast Spain. Annals of the New York academy of sciences 1078: 344-346.

Márquez, F. J., Millan, J., Rodríguez-Liébana, J. J., García-Egea, I., & Muniain, M. A. (2009). Detection and identification of *Bartonella* sp. in fleas from carnivorous mammals in Andalusia, Spain. Medical and veterinary entomology *23*(4): 393-398.

Márquez F.J., Muniain M.A., Perez J.M., Pachon J. (2002). Presence of *Rickettsia felis* in the cat flea from southwestern Europe, Emerg. Infection diseases 8: 89-91.

Martin, A., Beutin, L. (2011). Characteristics of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* from meat and milk products of different origins and association with food producing animals as main contamination sources. International journal of food microbioliology 146: 99-104.

Martín-Atance, P., Palomares, F., Gonzalez-Candela, M., Revilla, E., Cubero, M. J., Calzada, J., León-Vizcaíno, L. (2005). Bovine tuberculosis in a free ranging red fox (*Vulpes vulpes*) from Doñana National Park (Spain). Journal of wildlife diseases, 41(2): 435-436.

Martín Granado, A., Martínez Sánchez, E. V., Varela Martínez, M. C., Sánchez Serrano, L. P., Ordóñez Banegas, P., Torres Frías, A., O. Díaz García, Hernández Pezzi, G. (2007). Vigilancia epidemiológica de brotes de triquinosis en España. Temporadas 1994/1995 a 2005/2006. Boletín epidemiológico semanal 15(4): 37-40.

Martín, A., Martínez, E. V., Varela, M. C., Sánchez, L. P., Ordóñez, P., Torres, A., Díaz, O. y Hernández, G. (2007). Vigilancia epidemiológica de brotes de triquinosis en España. Temporadas 1994/1995 a 2005/2006. Boletín epidemiológico semanal. Instituto de salud Carlos III 15(4): 37-48.

Martinez, J.L. (2009). The role of natural environments in the evolution of resistance traits in pathogenic bacteria. Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences 276(1667): 2521-2530.

Martínez-Carrasco, C., Ruiz De Ybáñez, M.R., Sagarminaga, J.L., Garijo, M.M., Moreno, F., Acosta, I., Hernández, S., Alonso, F.D. (2007). Parasites of the red fox (*Vulpes vulpes* Linnaeus, 1758) in Murcia, southeast Spain. Revue de médecine vétérinaire 158(7): 331-335

Mas Coma, S., Feliu, C. (1977). Helmintofauna de micromamiferos de las islas Medas (Cataluna, Espana). Vie milieu 27: 231-241.

Mas-Coma, S., Esteban, J. G., Fuentes, M. V., Bargues, M. D., Valero, M. A., Galan-Puchades, M. T. (1998). Helminth parasites of small mammals (insectivores and rodents) on the Pityusic Island of Formentera (Balearic Archipelago). Research and reviews in parasitology 58: 125-133.

Mas Coma, S., Esteban, J. G., Fuentes, M. V., Bargues, M. D., Valero, M. A., Galan-Puchades, M. T. (2000).

Helminth parasites of small mammals (insectivores and rodents) on the Pityusic Island of Eivissa (Balearic Archipelago). Research and reviews in parasitology 60(1/2): 41-49.

Masters, E. J., Grigery, C. N., Masters, R. W. (2008). STARI, or Masters disease: Lone Star tick–vectored Lyme-like illness. Infectious disease clinics of North America 22(2): 361-376.

Mavroidi, N. (2008). Transmission of zoonoses through immigration and tourism. Veterinary of Italy 44(4): 651-6.

McCallum, H., Dobson, A. (1995). Detecting disease and parasite threats to endangered species and ecosystems. Trends in ecology end evolution 10(5): 190-194.

McKinney, M. L. (2002). Urbanization, Biodiversity, and Conservation. The impacts of urbanization on native species are poorly studied, but educating a highly urbanized human population about these impacts can greatly improve species conservation in all ecosystems. Bioscience 52(10): 883-890.

McKinney, M. L. (2006). Urbanization as a major cause of biotic homogenization. Biological conservation 127(3): 247-260.

Mech, L.D., Boitani, L. (2003). Wolves: behavior, ecology, and conservation. Chicago: University of Chicago Press.

Mech, L.D., Boitani, L. (2010). *Canis lupus*. In: IUCN 2013. IUCN red list of threatened species.

Mediannikov, O., Abdissa, A., Diatta, G., Trape, J. F., Raoult, D. (2012*).* *Rickettsia felis* in fleas, Southern Ethiopia, 2010. Emerging infectious diseases 18(8): 1385.

Medlock, J. M., Hansford, K. M., Bormane, A., Derdakova, M., Estrada-Peña, A., George, J. C., Golovljova, I., Jaenson, T., Jensen, J.K., Jensen, P.M., Kazimirova, M., Oteo, J.A., Papa, A., Pfister, K., Plantard, O., Randolph, S.E., Rizzoli, A., Santos-Silva, M.M., Sprong, H., Vial, L., Hendrickx, G., Zeller, H., Van Bortel, W. (2013). Driving forces for changes in geographical distribution of *Ixodes ricinus* ticks in Europe. Parasites and vectors 6(1).

Mendes-de-Almeida, F., Crissiuma, A. L., Gershony, L. C., Willi, L. M. V., Paiva, J. P., Guerrero, J., Labarthe, N. (2011). Characterization of ectoparasites in an urban cat (*Felis catus* Linnaeus, 1758) population of Rio de Janeiro, Brazil.Parasitology research 108(6): 1431-1435.

Meneguz, P.G., De Meneghi, D., Mannelli, A., Peyrot, R. (1999). Importance of ecological research to study the risk of tick-borne zoonoses: field experience in Southern Piedmont, Italy. Veterinary annual meeting selected abstracts 1(1): 113-4.

Meredith, A. L. (2012). Evaluation of predators as sentinels for emerging infectious diseases. PhD The University of Edinburgh.

Meshgi, B., Eslami, A., Bahonar, A. R., Kharrazian-Moghadam, M. and Gerami-Sadeghian, A. (2009). Prevalence of parasitic infections in the red fox (*Vulpes vulpes*) and golden Jackal (*Canis aureus*) in Iran. Iranian Journal of veterinary research, Shiraz University 10(4): 29.

MeteoGalicia (2015). Informe climatolóxico ano 2014. Consellería de medio ambiente, territorio e infraestructuras, Xunta de Galicia.http://www.meteogalicia.es/datosred/infoweb/clima/informes/estacions/anuais/2014gl.pdf. (10/10/2015).

Miko, A., Pries, K., Haby, S., Steege, K., Albrecht, N., Krause, G., Beutin, L. (2009). Assessment of Shiga toxin-producing Escherichia coli isolates from wildlife meat as potential pathogens for humans. Applied environmental microbiology 75: 6462-6470.

Millán, J., Candela, M. G., López-Bao, J. V., Pereira, M., Jiménez, M. Á., León-Vizcaíno, L. (2009). Leptospirosis in wild and domestic carnivores in natural areas in Andalusia, Spain. Vector-norne and zoonotic diseases, 9(5): 549-554.

Millán, J., Casanova, J. C. (2009). High prevalence of helminth parasites in feral cats in Majorca Island (Spain). Parasitology research 106(1): 183-188.

Millán, J., Ruiz-Fons, F., Márquez, F. J., Viota, M., López-Bao, J. V., Paz Martín-Mateo, M. (2007). Ectoparasites of the endangered Iberian lynx (*Lynx pardinus*) and sympatric wild and domestic carnivores in Spain. Medical and veterinary entomology 21(3): 248-254.

Milutinović, M., Masuzawa, T., Tomanović, S., Radulović, Ž., Fukui, T., Okamoto, Y. (2008). *Borrelia burgdorferi sensu lato, Anaplasma phagocytophilum, Francisella tularensis* and their co-infections in host-seeking *Ixodes ricinus* ticks collected in Serbia. Experimental and Applied Acarology 45(3-4): 171-183.

Miquel, J., Casanova, J. C., Fons, R., Feliu, C., Marchand, B., Torres, J., Clara, J. P. (1996). Helminthes parasites des Rongeurs muridés des îles d'Hyères (Var, France): Aspects écologiques. Vie et milieu 46(3-4): 219-223.

Miquel, J., Segovia, J. M., Torres, J. (2004). Helminth parasites of the red fox (*Vulpes vulpes* L., 1758) in the Iberian Peninsula: an ecological study. Acta parasitologica 49(1): 67-79.

Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente (2012).http://www.marm.es/es/biodiversidad/temas/inventarios-nacionales/inventario-especies-terrestres/inventario-nacional-de-biodiversidad/inb_bbdd.aspx.

Miterpáková, M., Hurníková, Z., Antolová, D., Dubinský, P. (2009). Endoparasites of red fox (*Vulpes vulpes*) in the Slovak Republic with the emphasis on zoonotic species Echinococcus multilocularis and Trichinella spp. Helminthologia 46(2): 73-79.

Meia, J. S., Masó, A. (2004). El zorro: descripción, comportamiento, vida social, mitología, observación. Editorial Omega, Barcelona.

Membiela, P., Montes, C., Martínez-Ansemil, E. (1991). Características hidroquímicas de los ríos de Galicia (NW Pennsula Ibérica). Limnetica 7: 163-174.

Meshgi, B., Eslami, A., Bahonar, A. R., Kharrazian-Moghadam, M., Gerami-Sadeghian, A. (2009). Prevalence of parasitic infections in the red fox (Vulpes vulpes) and golden Jackal (Canis aureus) in Iran. Iranian Journal of veterinary research, Shiraz University 10(4): 29.

Mohammad, M. K. (2008). The parasitic fauna and the food habits of the wild jungle cat *Felis chaus furax* De Winton, 1898 in Iraq. Bull. Iraq nat. History museum 10(2): 65-78.

Moir, M. L., Vesk, P. A., Brennan, K. E., Keith, D. A., Hughes, L., McCarthy, M. A. (2010). Current constraints and future directions in estimating coextinction. Conservation biology 24(3): 682-690.

Moir, M. L., Vesk, P. A., Brennan, K. E., Poulin, R., Hughes, L., Keith, D. A., McCarthy, M.A., Coates, D. J. (2012). Considering extintion of dependent species during translocation, Ex Situ conservation, nd assited migration of threatened host. Conservation biology 26(2): 199-207.

Morand, S. (2000). Wormy world: comparative tests of theoretical hypotheses on parasite species richness. Evolutionary Biology of Host-Parasite Relationships. R. Poulin, S. Morand and A. Skorping (eds.) 63-79.

Morand, S., Harvey, P. H. (2000). Mammalian metabolism, longevity and parasite species richness. Proceedings of the royal society of London, Biological xciences 267(1456): 1999-2003.

Mora A, Blanco, **M., Blanco, J.E., Dahbi**, **D., López**, **C., Justel, P., Alonso**, **M.P., Echeita**, **A., Bernárdez**, **M.I., González, E.A., Blanco, J**. **(2007).** Serotypes, virulence genes and intimin types of Shiga toxin (verocytotoxin)-producing Escherichia coli isolates from minced beef in Lugo (Spain) from 1995 through 2003. BMC microbiology 7:13.

Mora, A., León, S. L., Blanco, M., Blanco, J. E., López, C., Dahbi, G., Echeita, A., González, E.A.,

Blanco, J. (2007). Phage types, virulence genes and PFGE profiles of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* O157:H7 isolated from raw beef, soft cheese and vegetables in Lima (Peru). International journal of food microbiology 114: 204-210.

Mora, A., Herrera, A., López, C., Dahbi, G., Mamani, R., Pita, J., Alonso, M., Llovo, J., Bernández, Blanco, J., Blanco, M., Blanco, J. (2011). Characteristics of the Shiga-toxin-producing enteroaggregative Escherichia coli O104:H4 German outbreak strain and STEC isolated in Spain. International microbiology 14: 121-141.

Mori, E., Menchetti, M., Balestrieri, A. (2014). Interspecific den sharing: a study on European badger setts using camera traps. Acta Ethologica DOI:10.1007/s10211-014-0197-1

Mori, E., Sforzi, A., Menchetti, M., Mazza, G., Lovari, S. Pisanu, B. (2015). Ectoparasite load in the crested porcupine *Hystrix cristata* Linnaeus, 1758 in Central Italy. Parasitol Res DOI: 10.1007/s00436-015-4413-3.

Morozova, O. V., Cabello, F. C., Dobrotvorsky, A. K. (2004). Semi-nested PCR detection of Bartonella henselae in Ixodes persulcatus ticks from Western Siberia, Russia. Vector-borne and zoonotic diseases 4(4): 306-309.

Mukherjee, S., Goyal, S. P., Johnsingh, A. J. T., & Pitman, M. R. P. (2004). The importance of rodents in the diet of jungle cat (*Felis chaus*), caracal (*Caracal caracal*) and golden jackal (*Canis aureus*) in Sariska Tiger Reserve, Rajasthan, India. Journal of zoology 262(4): 405-411.

Murrell, K. D. (1991). Economic losses resulting from food-borne parasitic zoonoses. Southeast Asian journal of tropical medicine public health 22: 377-381.

Murrell, K. D., Lichtenfels, R. J., Zarlenga, D. S., Pozio, E. (2000). The systematics of the genus *Trichinella* with a key to species. Veterinary parasitology 93(3): 293-307.

Murrell, K. D., Pozio, E. (2011). Worldwide occurrence and impact of human trichinellosis, 1986-2009. Emerging infectious diseases 17(12): 2194.

Nagano H, Hirochi T, Fujita K, Wakamori Y, Takeshi K, Yano S. (2004). Phenotypic and genotypic characterization of beta-D-glucuronidase-positive Shiga toxin-producing *Escherichia coli* O157:H7 isolates from deer. Journal medicine of microbiology 53 (10): 1037-1043.

Nagano, Y., Finn, M. B., Lowery, C. J., Murphy, T., Moriarty, J., Power, E., Toolan, D., O'Loughlin, A., Watabe, M., McCorry, K.A., Crothers, E., Dooley, J.S., Rao, J.R., Rooney, P.J., Millar, B.C., Matsuda, M., Elborn, J.S., Moore, J. E. (2007). Occurrence of Cryptosporidium parvum and bacterial pathogens in faecal material in the red fox (*Vulpes vulpes*) population. Veterinary research communications 31(5): 559-564.

Nakao, H., Takeda, T. (2000). *Escherichia coli* Shiga toxin. Journal of natural toxins 9(3): 299-313.

Nataro, J. P., Kaper, J. B. (1998). Diarrheagenic escherichia coli. Clinical microbiology reviews 11(1): 142-201.

Nava, S., Pérez-Martínez, L., Venzal, J. M., Portillo, A., Santibáñez, S., Oteo, J. A. (2008). *Rickettsia felis* in *Ctenocephalides felis* from Argentina.Vector-borne and zoonotic diseases 8(4): 465-466.

Needham, G.R., Teel, P.D. (1991). Off-host physiological ecology of ixodid ticks. Annual review of entomology 36: 659-681.

Nelder, M. P., Reeves, W. K. (2005). Ectoparasites of road-killed vertebrates in northwestern South Carolina, USA. Veterinary parasitology 129(3): 313-322.

Neves, L., Afonso, S., Horak, I.G. (2004). Ixodid ticks on dogs in and around Maputo and elsewhere in Mozambique. Onderstepoort journal of veterinary research 71: 279-283.

Nicholson, W. L., Allen, K. E., McQuiston, J. H., Breitschwerdt, E. B., Little, S. E. (2010). The increasing recognition of rickettsial pathogens in dogs and people. Trends in parasitology 26(4): 205-212.

Nielsen, E. M., Skov, M. N., Madsen, J. J., Lodal, J., Jespersen, J. B., Baggesen, D. L. (2004). Verocytotoxin-producing *Escherichia coli* in wild birds and rodents in close proximity to farms. Applied and environmental microbiology 70(11): 6944-6947.

Nores, C. (2007). *Erinaceus europaeus* Linnaeus, 1758. Pp: 80-82. En: L. J. Palomo, J. Gisbert y J. C. Blanco (eds). Atlas y Libro Rojo de los Mamíferos Terrestres de España. Dirección General para la biodiversidad-SECEM-SECEMU, Madrid.

Nores, C., Llaneza, L., Álvarez, Á. (2008). Wild boar Sus scrofa mortality by hunting and wolf Canis lupus predation: an example in northern Spain. Wildlife biology 14(1): 44-51.

Nunn, C. L., Altizer, S., Jones, K. E., Sechrest, W. (2003). Comparative tests of parasite species richness in primates. The American naturalist 162(5): 597-614.

Nuttall, P. A. (2001). Nairovirus. In The Springer Index of Viruses 157-162.

Nutter, F. B., Dubey, J. P., Levine, J. F., Breitschwerdt, E. B., Ford, R. B., Stoskopf, M. K. (2004a). Seroprevalences of antibodies against *Bartonella henselae* and *Toxoplasma gondii* and fecal shedding of *Cryptosporidium* spp, *Giardia* spp, and *Toxocara catiin* feral and pet domestic cats. Journal of the American veterinary medical association 225(9): 1394-1398.

Nutter, F. B., Levine, J. F., Stoskopf, M. K. (2004b). Reproductive capacity of free-roaming domestic cats and kitten survival rate. Journal of the American veterinary medical association 225(9) 1399-1402.

Oivanen, L., Kapel, C. M., Pozio, E., La Rosa, G., Mikkonen, T., Sukura, A. (2002). Associations between Trichinella species and host species in Finland. Journal of parasitology 88(1): 84-88.

Oivanen, L., Oksanen, A. (1993). Trichinellosis in domestic swine and wildlife in Finland. In Trichinellosis, W. C. Campbell, E. Pozio and F. Bruschi (eds.). Istituto Superiore di Sanita Press, Rome, Italy 569-574.

Okulewicz, A., Perec-Matysiak, A., Buńkowska, K., Hildebrand, J. (2012). *Toxocara canis, Toxocara cati* and *Toxascaris leonina* in wild and domestic carnivores. Helminthologia 49(1): 3-10.

Oliveira R.P., Galvao M.A., Mafra C.L., Chamone C.B., Calic S.B., Silva S.U., Walker D.H. (2002). *Rickettsia felis* in *Ctenocephalides* spp. fleas, Brazil. Emergency infections diseases 8: 317-319.

Oppel, S., Hervías, S., Oliveira, N., Pipa, T., Cowen, H., Silva, C., Geraldes, P. (2012). Estimating feral cat density on Corvo Island, Azores, to assess the feasibility of feral cat eradication. Airo 22: 3-11.

Oppliger, A., Christe, P., Richner, H. (1996). Clutch size and malaria resistance. Nature 381(6583): 565

Orden, J.A., Ruiz-Santa-Quiteria, J. A., Blanco, M., Blanco, J. E., Mora, A., Cid, D., González, E.A., Blanco, J., De la Fuente, R. (2003). Prevalence and characterization of Vero cytotoxinproducing *Escherichia coli* isolated from diarrhoeic and healthy sheep and goats. Epidemiology infections 130: 313-321.

Osacar-Jimenez, J. J., Lucientes-Curdi, J., Calvete-Margolles, C. (2001). Abiotic factors influencing the ecology of wild rabbit fleas in north-eastern Spain. Medical and veterinary entomology 15(2): 157-166.

Ostfeld, R. S., Keesing, F. (2000). Biodiversity and disease risk: the case of Lyme disease. Conservation biology 14(3): 722-728.

Otranto, D., Dantas-Torres, F. (2010). Canine and feline vector-borne diseases in Italy: current situation and perspectives. Parasites and vectors 3(1): 1-12.

Pacheco, R. C., Moraes-Filho, J., Marcili, A., Richtzenhain, L. J., Szabó, M. P., Catroxo, M. H., Bouyer, D. H., Labruna, M. B. (2011). *Rickettsia monteiroi* sp. nov., infecting the tick Amblyomma incisum in Brazil. Applied and environmental microbiology 77(15): 5207-5211.

Packer, C., Holt, R. D., Hudson, P. J., Lafferty, K. D., Dobson, A. P. (2003). Keeping the herds healthy and alert: implications of predator control for infectious disease. Ecology letters 6(9):797-802.

Papadopoulos, H., Himonas, C., Papazahariadou, M., Antoniadou-Sotiriadou, K. (1997). Helminths of foxes and other wild carnivores from rural areas in Greece. Journal of helminthology 71(03): 227-232.

Papageorgiou N.K., Sfougaris A.I., C hristopoulou O.G., Vlachos Ch.G., P etam idis J.S., (1988). Food habits of the red fox in Greece. Acta theriologica 33(23): 313-324.

Parras, E.R.D.L., Rodríguez-Ferrera, M., Nieto-Martíneza, J., Ubeirab, F.M., Gárate-Ormaecheaa, T. (2004). Revisión de los brotes de triquinelosis detectados en España durante 1990-2001. Enfermedades infecciosas y microbiologia clinica 22(2): 70-76.

Parola, P., Davoust, B., Raoult, D. (2005). Tick-and flea-borne rickettsial emerging zoonoses. Veterinary research *36*(3): 469-492.

Parola, P., Paddock, C. D., Raoult, D. (2005). Tick-borne rickettsioses around the world: emerging diseases challenging old concepts. Clinical microbiology reviews 18(4): 719-756.

Parola, P., Raoult, D. (2001a). Tick-borne typhuses. Encyclopedia of arthropod-transmitted infections of man and domesticated animals 516-527.

Parola, P., Raoult, D. (2001b). Ticks and tick-borne bacterial diseases in humans: an emerging infectious threat. Clinical infectious diseases 32: 897–928.

Parola P., Sanogo Y.O., Lerdthusnee K., Zeaiter Z., Chauvancy G., Gonzalez J.P., Miller R.S., Telford S.R. III, Wongsrichanalai C., Raoult D., (2003). Identification of *Rickettsia* spp. and *Bartonella* spp. in fleas from the Thai-Myanmar border. Annals of the New York academy of sciense 990: 173-181.

Patalano, M., Lovari, S. (1993). Food habits and trophic niche overlap of the wolf (Canis l upus) and the red fox (Vulpes vulpes) in a mediterranean mount ain area. Review of ecology 48.

Pavlin, B. I., Schloegel, L. M., Daszak, P. (2009). Risk of importing zoonotic diseases through wildlife trade, United States. Emerging infectious diseases 15(11): 1721.

Paz, G.F., Ribeiro, M.F., De Magalhães, D.F., Sathler, K.P., Morais, M.H.F., Fiúza, V.O., Brandão, S.T., Werneck, G.L., Fortes-Dias, C.L., Dias, E.S. (2010). Association between the prevalence of infestation by (*Rhipicephalus sanguineus*) and (Ctenocephalides felis felis) and the presence of anti-Leishmania antibodies: A case–control study in dogs from a Brazilian endemic area. Preventive veterinary medicine 97(2): 131-133.

Pedersen, A.B., Fenton, A. (2007). Emphasizing the ecology in parasite community ecology. Trends in ecology and evolution 22(3): 133-139.

Pedersen, A.B., Jones, K.E., Nunn, C.L., Altizer, S. (2007). Infectious diseases and extinction risk in wild mammals. Conservation Biology, 21(5): 1269-1279.

Pérez, M., Bodor, M., Zhang, C., Xiong, Q., Rikihisa, Y. (2006). Human infection with *Ehrlichia canis* accompanied by clinical signs in Venezuela. Annals of the New York academy of fciences 1078(1): 110-117.

Pérez, M.M., Vicente, V.R., Maseda, R.C. (2006). Using GIS to measure changes in the temporal and spatial dynamics of forestland: experiences from north-west Spain. Forestry 79(4): 409-423.

Pérez-Eid, C. (2007). Les tiques: identification, biologie, importance médicale et vétérinaire. Lavoisier, Paris

Pérez-Martín, J.E., Serrano, F.J., Reina, D., Mora, J.A., Navarrete, I. (2000). Sylvatic trichinellosis in southwestern Spain. Journal of wildlife diseases 36(3): 531-534.

Pérez-Martínez, L., Venzal, J. M., González-Acuña, D., Portillo, A., Blanco, J. R., Oteo, J. A. (2009). *Bartonella rochalimae* and other *Bartonella* spp. in fleas, Chile. Emerging infectious diseases 15(7): 1150.

Pérez-Osorio, C. E., Zavala-Velázquez, J. E., León, J. J. A., Zavala-Castro, J. E. (2008). *Rickettsia felis* as emergent global threat for humans. Emerging infectious diseases 14(7): 1019.

Perteguer, M. J., Rodríguez, E., García-Sánchez, R. N., Nogal-Ruiz, J. J., Bolas-Fernández, F., Martínez-Fernández, A. R., Gárate, T. (2009). Identification of Spanish *Trichinella* isolates by ISSR-PCR: Intra-specific variability of Trichinella britovi. Veterinary parasitology 159(3): 206-209.

Petersen, J.M., Mead, P.S., Schriefer, M.E. (2009). *Francisella tularensis*: an arthropod-borne pathogen. Veterinary research 40(2): 1.

Pfäffle, M. P. (2010). Influence of parasites on fitness parameters of the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). PhD thesis, Karlsruher Institut für Technologie (KIT) Universitätsbereich vorgelegte.

Pfäffle, M., Petney, T., Elgas, M., Skuballa, J., Taraschewski, H. (2009). Tick-induced blood loss leads to regenerative anaemia in the European hedgehog (*Erinaceus europaeus*). Parasitology 136: 443–452.

Pfaffle, M., Petney, T., Skuballa, J., Taraschewski, H., (2011). Comparative population dynamics of a generalist (*Ixodes ricinus*) and specialist tick (*I. hexagonus*) species from European hedgehogs. Experimental applied acarology 54: 822 151–164.

Pierard, D., Van Damme, L., Moriau, L., Stevens, D., Lauwers, S. (1997). Virulence factors of verocytotoxin-producing *Escherichia coli* isolated from raw meats. Applied and environmental microbiology, 63(11): 4585-4587.

Piesman, J., Eisen, L. (2008). Prevention of Tick-Borne Diseases. Annual review entomology 53: 323-343.

Piesman, J., Gern, L., (2008). Lyme borreliosis in Europe and North America. In: Bowman, A.S., Nuttal, P.A. (Eds.), Ticks. Biology, Disease and Control. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 220–252.

Pippin, W. F., Shimada, T. (1966). Ectoparasites from *Rattus norvegicus* (Erxleben) on Iwo jima, Volcano Islands. Journal of medical entomology 2(4): 384-384.

Pita, R., Mira, A., Moreira, F., Morgado, R., Beja, P. (2009). Influence of landscape characteristics on carnivore diversity and abundance in Mediterranean farmland. Agriculture, ecosystems and environment 132(1): 57-65.

Podsiadly, E., Chmielewski, T., Marczak, R., Sochon, E., Tylewska-Wierzbanowska, S. (2007). *Bartonella henselae* in the human environment in Poland. Scandinavian journal of infectious diseases 39(11-12): 956-962.

Polley, L. (2005). Navigating parasite webs and parasite flow: emerging and re-emerging parasitic zoonoses of wildlife origin. International journal for parasitology 35(11): 1279-1294.

Pongsiri, M.J., Roman, J., Ezenwa, V.O., Goldberg, T.L., Koren, H.S., Newbold, S.C., Ostfeld, R.S., Pattanayak, S.K. Salkeld, D. J. (2009). Biodiversity loss affects global disease ecology. Bioscience 59(11): 945-954.

Porqueddu, M., Scala, A., Tilocca, V. (2004). Principal endoparasitoses of domestic cats in Sardinia. Veterinary research communications 28: 311-313.

Poulin, R. (2006). Variation in infection parameters among populations within parasites pecies: Intrinsicp ropertiesv ersus local factors.I n-ternational Journal of parasitology 36: 877-885.

Poulin, R., Morand, S. (2004). Parasite Biodiversity. Smithsonian Institution Press, Washington, DC.

Poulin, R., Mouillot, D. (2003). Parasite specialization from a phylogenetic perspective: a new index of host specificity. Parasitology 126(05): 473-480.

Pozio, E. (1998). Trichinellosis in the European Union: epidemiology, ecology and economic impact. Parasitology today 14: 35-38.

Pozio, E. (2000). The domestic, synanthropic and sylvatic cycles of *Trichinella* and the flow among them. Veterinary parasitol 93: 241-262.

Pozio, E. (2001). New patterns of Trichinella infection. Veterinary parasitology 98(1): 133-148.

Pozio, E. (2005). The broad spectrum of *Trichinella* hosts: From cold-to warm-blooded animals. Veterinary parasitology 132(1): 3-11.

Pozio, E. (2007). Taxonomy, biology and epidemiology of trichinella parasites. In: J. Dupouy-Camet & K.D. Murrell (Ed.). FAO/WHO/OIE Guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis 1-36.

Pozio, E. (2007b). World distribution of *Trichinella* spp. infections in animals and humans. Veterinary parasitology 149(1): 3-21.

Pozio, E. (2014). Searching for *Trichinella*: not all pigs are created equal.Trends in parasitology 30(1):, 4-11.

Pozio, E., Alban, L., Boes, J., Boireau, P., Boué, F., Claes, M., Zimmer, I.A. (2010). Development of harmonised schemes for the monitoring and reporting of *Trichinella* in animals and foodstuffs in the European Union Sientific report submitted to EFSA.

Pozio, E., Casulli, A., Bologov, V., Marucci, G., La Rosa, G. (2009). Hunting Practices Increase the Prevalence

of Trichinella Infection in Wolves From European Russia. Journal of parasitology 87(6): 1498-1501.

Pozio, E., De Meneghi, D., Roelke-Parker, M. E., La Rosa, G. (1997). *Trichinella nelsoni* in carnivores from the Serengeti ecosystem, Tanzania. The journal of parasitology 1195-1198.

Pozio, E., La Rosa, G. (1998). Identification of the likely etiological agent of human trichinellosis in Sicily (Italy) between 1933 and 1946. American journal of tropical medicine and hygiene 59: 906-907.

Pozio, E., La Rosa, G. (2003). PCR-derived methods for the identification of *Trichinella* parasites from animal and human samples. In PCR detection of microbial pathogens 299-309.

Pozio, E., La Rosa, G., Serrano, F. J., Barrat, J., Rossi, L. (1996). Environmental and human influence on the ecology of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Western Europe. Parasitology 113(06): 527-533.

Pozio, E., Miller, I., Jarvis, T., Kapel, C.M.O., La Rosa, G. (1998). Distribution of sylvatic species of Trichinella in Estonia according to climate zones. Journal parasitology 84: 193-195.

Pozio, E., Murrell, K. D. (2006). Systematics and epidemiology of *Trichinella*. Advances in parasitology 63: 367-439.

Pozio, E., Rinaldi, L., Marucci, G., Musella, V., Galati, F., Cringoli, G., Boireau, P., La Rosa, G. (2009). Hosts and habitats of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Europe. International journal for parasitology 39(1): 71-79.

Pozio, E., Zarlenga, D. S. (2005). Recent advances on the taxonomy, systematics and epidemiology of *Trichinella*. International journal for parasitology 35(11): 1191-1204.

Pozio, E., Zarlenga, D. S. (2013). New pieces of the *Trichinella* puzzle. International journal for parasitology 43(12): 983-997.

Primack, R. B. (1998). Essentials of conservation biology. Sunderland, MA: Sinauer Associates.

Pritt, B. S., Sloan, L. M., Johnson, D. K. H., Munderloh, U. G., Paskewitz, S. M., McElroy, K. M., McFadden, J. D., Binnicker, M. J., Neitzel, D. F., Liu, G., Nicholson, W. L., Nelson, C. M., Franson, J. J., Martin, S. A., Cunningham, S. A., Steward, C. R., Bogumill, K., Bjorgaard, M. E., Davis, J. P., McQuiston, J. H., Warshauer, D. M., Wilhelm, M. P., Patel, R.. Trivedi, V. A., Eremeeva, M. E. (2011). Emergence of a new pathogenic Ehrlichia species, Wisconsin and Minnesota, 2009. New England journal of medicine 365(5): 422-429.

Psaroulaki, A., Antoniou, M., Papaeustathiou, A., Toumazos, P., Loukaides, F., Tselentis, Y. (2006). First detection of *Rickettsia felis* in *Ctenocephalides felis* fleas parasitizing rats in Cyprus. American journal of tropical medicine and hygiene 74(1): 120-122.

Quinteiro, J., Rey-Mendez, M. (2003). Differenciacion xenetica entre poboacions galaicas do raposo, Vulpes vulpes Linnaeus 1758, baseada nas secuencias do xen citocromo b do adn mitocondrial. Revista real academia galega de ciencias 22: 5-14.

Rabatsky-Ehr, T., Dingman, D., Marcus, R., Howard, R., Kinney, A., Mshar, P. (2002). Deer meat as the source for a sporadic case of *Escherichia coli* O157: H7 infection. Emerging infectious diseases 8(5): 525.

Radhouani, H., Silva, N., Poeta, P., Torres, C., Correia, S., Igrejas, G. (2014). Potential impact of antimicrobial resistance in wildlife, environment and human health. Frontiers in microbiology 5.

Rafinejad, J., Piazak, N., Dehghan, A., Shemshad, K., Basseri, H. R. (2013). Affect of some environmental parameters on fleas density in human and animal shelters. American jounal of research communication 1: 2325-4076.

Rafter, P., Marucci, G., Brangan, P., Pozio, E. (2005). Rediscovery of *Trichinella spiralis* in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Ireland after 30 years of oblivion. Journal of infection 50(1): 61-65.

Rahbari, S., Nabian, S., Nourolahi, F., Arabkhazaeli, F., Ebrahimzadeh, E. (2008). Flea Infestation in Farm Animals and Its Health Implication. Iranian journal of parasitology 3(2): 43-47.

Rainho, A., Marques, J.T., Palmeirim, J.M. (2002). Os morcegos dos arquipe´lagos dos Açores e da Madeira: um contributo para a sua conservaçao. Instituto da Conservaçao da Natureza, Lisboa.

Ramasamy, R., Surendran, S. N. (2011). Possible impact of rising sea levels on vector-borne infectious diseases. BMC infectious diseases 11(1): 18.

Randolph, S.E. (2004). Evidence that climate change has caused emergence of tick-borne diseases in Europe? International journal of medical microbiology 293: 5-15.

Rar, V.A., Maksimova, T.G., Zakharenko, L.P., Bolykhina, S.A., Dobrotvorsky, A. K., Morozova, O.V. (2005). Babesia DNA detection in canine blood and Dermacentor reticulatus ticks in southwestern Siberia, Russia. Vector-borne and zoonotic disease 5(3): 285-287.

Rau, J.R., Beltrán, J.F., Delibes, M. (1985). Can the increase of fox density explain the decrease in lynx numbers at Doñana? Revue d ecologie 40.

Razmjo, M., Bahrami, A.M., Hosseini, E. (2013). Infestation Diagnosis of Ectoparasitism in Red Fox and Jackles in South-west of Iran. Advances in bioresearch 4(3): 123-126.

Red Nacional de Vigilancia Epidemiológica (2008). Resultados de la vigilancia epidemiológica de las enfermedades transmisibles informe anual. (www.isciii.es).

Řeháček, J., Urvölgyi, J., Kocianova, E., Sekeyova, Z., Vavreková, M., Kováčová, E. (1991). Extensive examination of different tick species for infestation with *Coxiella burnetii* in Slovakia. European journal of epidemiology 7(3): 299-303.

Reid, H.W. (1984). Epidemiology of louping-ill virus. Vectors in Virus Biology 161-178.

Reida, P., M. Wolff, H. W. Pohls, W. Kuhlmann, A. Lehmacher, S. Aleksic, H. Karch, J. Bockemuhl. (1994). An outbreak due to enterohemorrhagic *Escherichia coli* O157:H7 in a children day care center characterized by person-to-person transmission and environmental contamination. Zentralbl. Bakteriol 281: 534-543.

Reig, J. R., De Le Cuesta, L. Palacios, F. (1985). The impact of human activities on the food habits of Red fox and Wolf in Old Castille, Spain. Revue d ecologie 40: 151-155.

Reilly, J. R., Hanson, L. E., Ferns, D. H. (1970). Experimentally induced predator chain transmission of *Leptospira grippotyphosa* from rodents to wild marsupialia and carnivora. American Journal of veterinary research 31: 1443-1448.

Remonti, L., Balestrieri, A., Domenis, L., Banchi, C., Lo Valvo, T., Robetto, S., Orusa, R. (2005). Red fox (*Vulpes vulpes*) cannibalistic behaviour and the prevalence of Trichinella britovi in NW Italian Alps. Parasitology research 97: 431-435

Rep, B. H. (1975). Intestinal helminths in dogs and cats on the Antillian Islands Aruba, Curacao and Bonaire. Tropical and geographical medicine 27(3): 317-323.

Reperant, L.A., Hegglin, D., Fischer, C., Kohler, L., Weber, J.M., Deplazes, P. (2007). Influence of urbanization on the epidemiology of intestinal helminths of the red fox (*Vulpes vulpes*) in Geneva, Switzerland. Parasitology Research 101(3): 605-611.

Reperant, L. A., Hegglin, D., Tanner, I., Fischer, C., Deplazes, P. (2009). Rodents as shared indicators for zoonotic parasites of carnivores in urban environments. Parasitology 136(03): 329-337.

Rescia, A. J., Pons, A., Lomba, I., Esteban, C., Dover, J. W. (2008). Reformulating the social ecological system in a cultural rural mountain landscape in the Picos de Europa region (northern Spain). Landscape and urban planning 88(1): 23-33.

Revilla, E., Delibes, M., Travaini, A., Palomares, F. (1999). Physical and population parameters of Eurasia badgers (*Meles meles*) from Mediterranean Spain. Z. Säugetierkunde 64: 269-276.

Revilla, E., Palomares, F. (2002). Spatial organization, group living and ecological correlates in low-density populations of Eurasian badgers, *Meles meles*. Journal of animal ecology 71: 497-512.

Rey J, et al. (2003). Serotypes, phage types and virulence genes of Shigaproducing Escherichia coli isolated from sheep in Spain. Veterinary microbiology 94: 47-56.

Ribicich, M., Gamble, H. R., Bolpe J., Scialfa, E., Krivokapich, S., Cardillo, N., Betti, A., Laura, M., Holzmann, C., Pasqualetti, M., Fariña, F., Rosa, A. (2010). Trichinella infection in wild animals from endemic regions of Argentina. Parasitology research 107: 377-380.

Richter, D., Schlee, D.B., Allgower, R., Matuschka, F.R. (2004). Relationships of a novel Lyme disease spirochete, *Borrelia spielmani* sp. nov., with its hosts in central Europe. Appl. Environmental microbiology 70: 6414-6419.

Riley, L. W., Remis, R. S., Helgerson, S. D., McGee, H. B., Wells, J. G., Davis, B. R., Hebert, R. J., Olcott, E. S., Johnson, L. M., Nancy, R.N. Hargrett, T., Blake, P.A., Cohen, M. L. (1983). Hemorrhagic colitis associated with a rare *Escherichia coli* serotype. New England journal of medicine 308(12): 681-685.

Rinaldi, L., Spera, G., Musella, V., Carbone, S., Veneziano, V., Iori, A., Cringoli, G. (2007). A survey of fleas on dogs in southern Italy. Veterinary parasitology 148: 375-378.

Robertson, S. A. (2008). A review of feral cat control. Journal of feline medicine and surgery 10(4): 366-375.

Roche, D. G., Leung, B., Mendoza Franco, E. F., Torchin, M. E. (2010). Higher parasite richness, abundance and impact in native versus introduced cichlid fishes. International journal for parasitology 40(13): 1525-1530.

Rodríguez, A., Delibes, M. (2002). Internal structure and patterns of contraction in the geographic range of the Iberian lynx. Ecography 25(3): 314-328.

Rodríguez, E., Olmedo, J., Ubeira, F. M., Blanco, C., Gárate, T. (2008). Mixed infection, Trichinella spiralis and Trichinella britovi, in a wild boar hunted in the Province of Cáceres (Spain). Experimental parasitology 119(3): 430-432.

Rodríguez, M.A., Ramil-Rego, P. (2008). Clasificaciones climáticas aplicadas a Galicia: revisión desde una perspectiva biogeográfica. Recursos rurais 1(3): 31-53.

Rodríguez, E., Rodríguez, M., Nieto, J., Ubeira, F.M., Gárate, T. (2004). Trichinellosis outbreaks in Spain (1990–2001). Enfermedades infecciosas y microbiología clínica 22: 70.76.

Rodríguez-Refojos, C., Zuberogoitia, I. (2011). Middle-sized carnivores in mosaic landscapes: the case of Biscay (Sw Europe). Middle-sized carnivores in agricultural landscapes. University of Lisbon, Portugal.

Rodríguez-Rodríguez, E., López-Beceiro, A.M., Martínez-Carrasco, C., Díaz, E., Pozio, E., Carvajal A., Fidalgo, L.E. (2015). What is the most appropriate wild species for surveying the sylvatic cycle of *Trichinella* spp. in the Northwest of the Iberian Peninsula? IX International symposium on wild fauna, Košice (Slovakia).

Rolain, JM, Bourry, O, Davoust, B, Raoult, D. (2005). *Bartonella quintana* and *Rickettsia felis* in Gabon. Emergency infection diseases 11: 1742-1744.

Rolain, JM, Franc, M, Davoust, B, Raoult, D. (2003). Molecular detection of *Bartonella quintana, B. koehlerae, B. henselae, B. clar ridgeiae, Rickettsia felis*, and *Wolbachia pipientis* in cat fleas, France. Emergency infections diseases 9:338-342.

Romeo, C., Wauters, L.A., Ferrari, N., Lanfranchi, P., Martinoli, A., Pisanu, B., Preatoni, D.G., Saino, N. (2014). Macroparasite fauna of alien grey squirrels (Sciurus carolinensis): composition, variability and implications for native species. PLoS One 9: e88002.

Romi, R. (2010). Arthropod borne diseases in Italy: from a neglected matter to an emerging health problem. Annali dell'Istituto superiore di sanità 46(4): 436-443.

Romig, T., D. Thoma, A. K. Weible. (2006). *Echinococcus multilocularis* a zoonosis of anthropogenic environments? Journal of Helminthology 80: 207-212.

Roncalli, R. A., Yamane, Y., Nagata, T. (1998). Prevalence of (*Dirofilaria immitis*) in cats in Japan. Veterinary parasitology *75*(1): 81-89.

Roper T.J. (1993). Badger setts as a limiting resource. In: Hayden T.J. (ed.), The Badger BY. Royal Irish Academy, Dublin 26-34.

Rosatte, R. C. (2002). Long distance movement by a Coyote, Canis latrans, and Red Fox, *Vulpes vulpes*, in Ontario: implications for disease-spread.Canadian field naturalist 116(1): 129-131.

Rosell, C., Herrero, J. (2002). *Sus scrofa*. *Atlas* de los mamíferos terrestres de España.

Rosenthal, B.M., La Rosa, G., Zarlenga, D., Dunams, D., Chunyu, Y., Mingyuan, L., Pozio, E., (2008). Human dispersal of Trichinella spiralis in domesticated pigs. Infect. Genetic evolutio in press.

Rossi, L., Pozio, E., Mignone, W., Ercolini, C., Dini, V. (1992). Epidemiology of sylvatic trichinellosis in northwestern Italy. Review of scienfific and technical office international epizooties 11: 1039-1046.

Ruiz-Fons, F., Astobiza, I., Barandika, J. F., Hurtado, A., Atxaerandio, R., Juste, R. A., García-Pérez, A. L. (2010). Seroepidemiological study of Q fever in domestic ruminants in semi-extensive grazing systems. BMC veterinary research 6(1): 3.

Russo, T.A., Johnson, J.R. (2000). Proposal for a new inclusive designation for extraintestinal pathogenic isolates of *Escherichia coli*: ExPEC. Journal of infections diseases 181: 1753-1754.

Rust, M.K. (2005). Advances in the control of *Ctenocephalides felis* (cat flea) on cats and dogs. Trends in parasitology 21(5): 232-236.

Rust, M.K., Dryden, M.W. (1997). The biology, ecology, and management of the cat flea. Annual review of entomology 42(1): 451-473.

Sackal, C., Laudisoit, A., Kosoy, M., Massung, R., Eremeeva, M. E., Karpathy, S. E., Wyk, K.V., Gabitzsch, E., Zeidner, N. S. (2008). *Bartonella* spp. and *Rickettsia felis* in fleas, Democratic Republic of Congo. Emerging infectious diseases 14(12): 1972.

Salam, S.T., Mir, M.S., Khan, A.R. (2009). Prevalence and seasonal variation of ectoparasite load in free-range chicken of Kashmir valley. Tropical animal health and production 41(7): 1371-1376.

Salgueiro, P., Ruedi, M., Coelho, M. M., & Palmeirim, J. M. (2007). Genetic divergence and phylogeography in the genus *Nyctalus* (Mammalia, Chiroptera): implications for population history of the insular bat *Nyctalus azoreum*. Genetica 130(2): 169-181.

Sánchez, S., García-Sánchez, A., Martínez, R., Blanco, J., Blanco, J. E., Blanco, M., Dahbi, G., Mora, A., Hermoso, J., Alonso, J. M., Rey, J. (2009). Detection and characterisation of Shiga toxin-producing *Escherichia coli* other than *Escherichia coli* O157: H7 in wild ruminants. The veterinary journal 180(3): 384-388.

Sánchez S, Martínez, R., García, A., Vidal, D., Blanco, J., Blanco, M., Blanco, J.E., Mora, A., Herrera-León, S., Echeita, A., Alonso, J.M, Rey, J. (2010). Detection and characterisation of O157:H7 and non-O157 Shiga toxin-producing Escherichia coli in wild boars. Veterinary microbiology 143: 420-423.

Sanogo, Y. O., Zeaiter, Z., Caruso, G., Merola, F., Shpynov, S., Brouqui, P., Raoult, D. (2003). *Bartonella henselae* in *Ixodes ricinus* ticks (Acari: Ixodida) removed from humans, Belluno province, Italy. Emerging infectious diseases 9(3): 329.

Sastre, N., Francino, O., Ramírez, O., Enseñat, C., Sánchez, A., Altet, L. (2008). Detection of *Leishmania infantum* in captive wolves from Southwestern Europe. Veterinary parasitology 158(1): 117-120.

Sato, S., Kabeya, H., Miura, T., Suzuki, K., Bai, Y., Kosoy, M., Sentsui, H., Kariwa, H., Maruyama, S. (2012). Isolation and phylogenetic analysis of *Bartonella* species from wild carnivores of the suborder Caniformia in Japan. Veterinary microbiology 161(1): 130-136.

Saunders, G.R., Gentle, M.N., Dickman, C.R. (2010). The impacts and management of foxes (*Vulpes vulpes*) in Australia. Mammal review 40(3): 181-211.

Scaramozzino, P., Fico, R., Scacchia, M., Brugnola, L.M., La Rosa, G. (1993). Wildlife trichinellosis in the Abruzzo region (Italy). In: Campbell W.C., Pozio E. and Bruschi F. (eds.), Trichinellosis: Proceedings of the Eighth International Conference on Trichinellosis. Istituto superiore di sanità press, Rome, Italy 581-584.

Schabereiter-Gurtner, C., Lubitz, W., Rölleke, S. (2003). Application of broad-range 16S rRNA PCR amplification and DGGE fingerprinting for detection of tick-infecting bacteria. Journal of microbiological methods 52(2): 251-260.

Scharf, W. C. (1991). Geographic distribution of Siphonaptera collected from small mammals on Lake Michigan islands. Great lakes entomology 24: 39-43.

Schloderer, D., Owen, H., Clark, P., Stenos, J., Fenwick, S. G. (2006). Rickettsia felis in fleas, Western Australia. Emerging infectious diseases 12(5): 841.

Schöffel, I., Schein, E., Wittstadt, U., Hentsche, J., (1991). Zur Parasitenfauna des Rotfuchses in Berlin (West). Berl. Münch. Tieräztl. Wschr. 104: 153-157.

Scholz, H. C., Hofer, E., Vergnaud, G., Fleche, P. L., Whatmore, A. M., Dahouk, S. A., Pfeffer, M., Krüger, M., Cloeckaert, A., Tomaso, H. (2009). Isolation of Brucella microti from mandibular lymph nodes of red foxes, *Vulpes vulpes*, in lower Austria. Vector-borne and zoonotic diseases 9(2): 153-156.

Schouls, L. M., Van De Pol, I., Rijpkema, S.G.T., Schott, C. S. (1999). Detection and identi- fication of *Ehrlichia*, *Borrelia burgdorferi sensu lato*, and *Bartonella* species in Dutch Ixodes ricinus ticks. Journal of clinical microbiology 37: 2215-2222.

Schuster, R. K., Thomas, K., Sivakumar, S., O'Donovan, D. (2009). The parasite fauna of stray domestic cats (Felis catus) in Dubai, United Arab Emirates. Parasitology research 105(1): 125-134.

Schriefer, M.E., Sacci, J.B., Taylor, J.P., Higgins, J.A., Azad, A.F., Boostrom, A. (1994). Murine typhus: updated roles of multiple urban components and a second typhus-like *rickettsia*. Journal of medicine entomology 31: 681-685.

Segovia, J. M., Torres, J., Miquel, J., Llaneza, L., Feliu, C. (2001). Helminths in the wolf, *Canis lupus*, from north-western Spain. Journal of helminthology 75(02): 183-192.

Serrano, J.L. (2004). Estudio de la población vulpina de la provincia de Soria como bioindicador sanitario [tesis]. Departamento de especialidades médicas, Universidad de Alcalá de Henares, Madrid.

Service, M.W. (2001). The Encyclopedia of Arthropod-transmitted Infections, CAB International. Wallingford, Reino Unido.

Ševčík, M., Krištofík, J., Uhrin, M., Benda, P. (2010). New records of ticks (Acari: Ixodidae) parasitising on bats in Slovakia. Vespertilio, 13(1): 139-147.

Shapiro, M. R., Fritz, C. L., Tait, K., Paddock, C. D., Nicholson, W. L., Abramowicz, K. F., Karpathy, S. E., Dasch, G. A., Sumner, J. W., Adem, P. V., Scott, J. J., Padgett, K. A., Salkeld, D. J., Stapp, P. (2006). Seroprevalence rates and transmission of plague (*Yersinia pestis*) in mammalian carnivores. Vector-borne and zoonotic diseases 6(3): 231-239.

Salvatori, V., Linnell, J. (2005). Report on the conservation status and threats for wolf (*Canis lupus*) in Europe. Large carnivore initiative for Europe.

Sanchez, C., Vericad, J.R. (1973). Ectoparásitos de mamíferos y aves montaraces del alto Aragón. Revista ibérica de parasitología 33: 29-38.

Scharf, W. C. (1991). Geographic distribution of Siphonaptera collected from small mammals on Lake Michigan islands. Great lakes entomology 24: 39-43.

Segovia, J. M., Torres, J., Miquel, J. (2004). Helminth parasites of the red fox (Vulpes vulpes L., 1758) in the Iberian Peninsula: an ecological study. Acta parasitologica 49(1): 67-79.

Shaw, S. E., Birtles, R. J., Day, M. J. (2001). Arthropod-transmitted infectious diseases of cats. Journal of feline medicine and surgery 3(4): 193-209.

Shaw, S. E., Day, M. J. (2005). Arthropod-borne infectious diseases of the dog and cat. Manson Publishing, London, 9-10.

Shaw, S. E., Kenny, M. J., Tasker, S., Birtles, R. J. (2004). Pathogen carriage by the cat flea (*Ctenocephalides felis*) (Bouché) in the United Kingdom.Veterinary microbiology 102(3): 183-188.

Shimada, Y., Inokuma, H., Beppu, T., Okuda, M., Onishi, T. (2003). Survey of ixodid tick species on domestic cats in Japan. Veterinary parasitology 111(2): 231-239.

Sidorovich, V. E., Sidorovich, A. A., Izotova, I. V. (2006). Variations in the diet and population density of the red fox *Vulpes vulpes* in the mixed woodlands of northern Belarus. Mammalian Biology-Zeitschrift für Säugetierkunde 71(2): 74-89.

Silaghi, C., Skuballa, J., Thiel, C., Pfister, K., Petney, T., Pfaffle, M., Horst, Lygia, Passos, M. F. (2012). The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*) A suitable reservoir for variants of Anaplasma phagocytophilum?. Ticks and tick-borne diseases 3: 49- 54.

Sillero-Zubiri, C., Hoffmann, M., Macdonald, D. W. (2004). Canids: Foxes, Wolves, Jackals and Dogs. Status Survey and Conservation Action Plan. IUCN/SSC Canid Specialist Group, Gland and Cambridge.

Silva, N., Eremeeva, M.E., Rozental, T., Ribeiro, G.S., Paddock, C.D., Ramos, E.A.G., Favacho, A.R.M., Reis, M.G., Dasch, G.A., De Lemos, E.R.S., Ko, A. I. (2011). Eschar-associated spotted fever rickettsiosis, Bahia, Brazil. Emerging infectious diseases 17(2): 275.

Simpson, V. R. (2002). Wild animals as reservoirs of infectious diseases in the UK. The veterinary journal 163(2): 128-146.

Simpson, V.R., Monies, R.J., Riley, P., Cromey, D.S. (1997). Foxes and neosporosis. Veterinary record 141: 503.

Skotarczak, B., Adamska, M. (2005). Detection of Bartonella DNA in roe deer (*Capreolus capreolus*) and in ticks removed from deer. European journal of wildlife research *51*(4): 287-290.

Skurnik, D., Ruimy, R., Andremont, A., Amorin, C., Rouquet, P., Picard, B., Denamur, E. (2006). Effect of human vicinity on antimicrobial resistance and integrons in animal faecal *Escherichia coli*. Journal of antimicrobial chemotherapy 57(6): 1215-1219.

Smit F.G.A.M. (1957). Siphonaptera, 1ª ed. Handbook for the identification of British insects. Royal entomological society of London.

Šlapeta, J., King, J., McDonell, D., Malik, R., Homer, D., Hannan, P., Emery, D. (2011). The cat flea (*Ctenocephalides f. felis*) is the dominant flea on domestic dogs and cats in Australian veterinary practices. Veterinary parasitology 180(3): 383-388.

Slater, M.R., (2007). The welfare of feral cats. In: Rochlitz, I. (Ed.), The welfare of cats. Springer, Dordrecht, The Netherlands 141-175.

Slater, M. R., Di Nardo, A., Pediconi, O., Villa, P. D., Candeloro, L., Alessandrini, B., & Del Papa, S. (2008). Free-roaming dogs and cats in central Italy: Public perceptions of the problem. Preventive veterinary medicine 84(1): 27-47.

Sleeman, D. P. (1989). Ectoparasites of the Irish stoat. Medical and Veterinary Entomology, 3: 213-218.

Slingenbergh, J., Gilbert, M., Balogh, K. D., Wint, W. (2004). Ecological sources of zoonotic diseases. Revue scientifique et technique, office international des épizooties 23(2): 467-484.

Smart, D.L., Caccamise, D.F. (1988). Population dynamics of the American dog tick (Acari: Ixodidae) in relation to small mammal hosts. Journal of medical entomology 25: 515-522.

Smit, F.G.A.M. (1957). Siphonaptera. Royal entomological ociety, London. Handbooks for the Identification of British Insects 1: 1-94.

Smith, T.B., Bernatchez, L. (2008). Evolutionary change in human altered environments. Molecular Ecology 17(1): 1.

Smith, G. C., Gangadharan, B., Taylor, Z., Laurenson, M. K., Bradshaw, H., Hide, G., Hughes, J.M., Dinkel, A., Romig, T., Craig, P. S. (2003). Prevalence of zoonotic

important parasites in the red fox (Vulpes vulpes) in Great Britain. Veterinary parasitology 118(1): 133-142.

Smith, J. L., Fratamico, P. M., Gunther, N. W. T. (2014). Shiga toxin-producing *Escherichia coli*. Advances in applied microbiology 86: 145-197.

Sobrino, R., Ferroglio, E., Oleaga, A., Romano, A., Millan, J., Revilla, M., Arnal, M.C., Trisciuoglio, A., **Gortázar, C. (2008).** Characterization of widespread canine leishmaniasis among wild carnivores from Spain. Veterinary parasitology 155(3): 198-203.

Sobrino, R., Millan, Oleaga, J., A., Gortazar, C., de la Fuente, J., Ruiz-Fons, F. (2011). Ecological preferences of exophilic and endophilic ticks (Acari: Ixodidae) parasitizing wild carnivores in the Iberian Peninsula. Veterinary parasitology 184(2-4): 248-257.

Soler-Tovar, D., Hernández-Rodríguez, P., Pabón, L. C., Morales, A. I. T. (2013). Pérdida de biodiversidad: un factor determinante en el aumento de enfermedades infecciosas compartidas entre humanos y animales. Biodiversidad colombia (2): 53-62.

Sonenshine, D.E. (1991). Biology of ticks. *Vol.* 1. New York*:* Oxford University Press.

Sonenshine, D.E. (1993). Biology of ticks 2. New York: Oxford University Press.

Sonenshine, D. E., Lane, R. S., Nicholson, W. L. (2002). Ticks (Ixodida).Medical and Veterinary Entomology 517-558.

Soriguer, R.C., Carro, C., Fandos, P., Márquez, F.J. (2003). La diversidad y abundancia de los micromamíferos ibéricos. In: University of Jaen (ed.) In Memorian al Prof. Dr. Isidoro Ruiz Martínez 439-478. University of Jaen, Jaen, Spain.

Spickett, A.M. (1994). Tick ecology. International journal of parasitology 24: 845-9.

Splettstoesser, W. D., Mätz-Rensing, K., Seibold, E., Tomaso, H., Al Dahouk, S., Grunow, R., S. Essbauer, S., Buckendahl, A., Finke, E.J, Neubauer, H. (2007). Re-emergence of *Francisella tularensis* in Germany: fatal tularaemia in a colony of semi-free-living marmosets (*Callithrix jacchus*). Epidemiology and infection 135(08): 1256-1265.

Stancapiano, L., Guberti, V., Francisci, F., Magi, M., Bandi, C. (1994). Trichinellosis in wolf (*Canis lupus*) in Italy. In International conference on trichinellosis 585-589.

Stanko, M., Miklisová, D., de Bellocq, J. G., Morand, S. (2002). Mammal density and patterns of ectoparasite species richness and abundance. Oecologia 131(2): 289-295.

Stenseth, N. C., Atshabar, B. B., Begon, M., Belmain, S. R., Bertherat, E., Carniel, E., Gage, K.L., Leirs, H., Rahalison, L. (2008). Plague: past, present, and future. PLoS medicine 5(1): 3.

Stevens, J.R., Wallman, J.F., Otranto, D., Wall, R., Pape, T., (2006). The evolution of myiasis in man and animals in the Old and New Worlds. Trends of parasitology 22: 181-188.

Stanko, M., Miklisová, D., Goüy de Bellocq, J., Morand, S. (2002). Mammal density and patterns of ectoparasite species richness and abundance. Oecologia 131: 289-295.

Sréter, T., Széll, Z., Marucci, G., Pozio, E., Varga, I. (2003). Extraintestinal nematode infections of red foxes (*Vulpes vulpes*) in Hungary. Veterinary parasitology 115(4): 329-334.

Subramanian, G., Mediannikov, O., Angelakis, E., Socolovschi, C., Kaplanski, G., Martzolff, L., Raoult, D. (2012). Diplorickettsia massiliensis as a human pathogen. European journal of clinical microbiology infectious infectious diseases 31(3): 365-369.

Sutherst, R.W. (2004). Global change and human vulnerability to vector-borne diseases. Clinical microbiology reviews 17(1): 136-173.

Swaddle, J. P., Calos, S. E. (2008). Increased avian diversity is associated with lower incidence of human West Nile infection: observation of the dilution effect. PloS one 3(6): 2488.

Swenson, J. E. (2000). Action plan for the conservation of the brown bear in Europe (*Ursus arctos*) (No. 18-114). Council of Europe.

Synge, B. A., Hopkins, G. F., Reilly, W. J., Sharp, J. C. M. (1993). Possible link between cattle and *E. coli* O157 infection in a human. Veterinary record 133: 507.

Széll, Z., Marucci, G., Bajmóczy, E., Cséplo, A., Pozio, E., Sréter, T. (2008). Spatial distribution of Trichinella britovi, T. pseudospiralis and T. spiralis in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Hungary. Veterinary parasitology 156: 210-215.

Széll, Z., Marucci, G., Pozio, E., Sreter, T. (2013). Echinococcus multilocularis and Trichinella spiralis in golden jackals (Canis aureus) of Hungary. Veterinary parasitology 197: 393–-396

Tabachnick, W.J. (2010). Challenges in predicting climate and environmental effects on vector-borne disease episystems in a changing world. The journal of experimental biology 213(6): 946-954.

Tälleklint, L., Jaenson, T.G.T. (1996). Relationships between *Ixodes ricinus* (Acari: Ixodidae) density and the prevalence of infection with *Borrelia*-like spirochetes and the density of infected ticks. Journal of medicine entomology 33: 805-811.

Tälleklint, L., Jaenson, T. G. T. (1998). Increasing geographical distribution and density of *Ixodes ricinus* (Acari: Ixodidae) in central and northern Sweden. Journal of medicine entomology 35: 521-526.

Taylor, L. H., Latham, S. M., Mark, E. J. (2001). Risk factors for human disease emergence. Philosophical Transactions of the Royal Society of London B: Biological sciences 356(1411): 983-989.

Temple, S. (1987). Do predators always capture substandard individuals disproportionately from prey populations? Ecolology 68(3): 669-674.

Thiry, E., Zicola, A., Addie, D., Egberink, H., Hartmann, K., Lutz, H., Poulet, H., Horzinek, M. C. (2007). Highly pathogenic avian influenza H5N1 virus in cats and other carnivores. Veterinary microbiology 122(1): 25-31.

Thompson, R. C., Kutz, S. J., Smith, A. (2009). Parasite zoonoses and wildlife: emerging issues. International journal of environmental research and public health 6(2): 678-693.

Tijsse-Klasen, E., Fonville, M., Gassner, F., Nijhof, A. M., Hovius, E. K., Jongejan, F., Takken, W., Reimerink, J.R., Overgaauw, P.A.M., Sprong, H. (2011). Absence of zoonotic Bartonella species in questing ticks: First detection of *Bartonella clarridgeiae* and *Rickettsia felis* in cat fleas in the Netherlands. Parasit vectors 4(1): 61.

Tilman, D., Fargione, J., Wolff, B., D'Antonio, C., Dobson, A., Howarth, R., Schindler, D., Schlesinger, W.H., Simberloff, D., Swackhamer, D. (2001). Forecasting agriculturally driven global environmental change. Science 292(5515): 281-284.

Tolhurst, B.A., Ward, A.I., Delahay, R.J. (2011). A study of fox (*Vulpes vulpes*) visits to farm buildings in Southwest England and the implications for disease management. European journal of wildlife research 57(6): 1227-1230.

Tomley, F. M., Shirley, M. W. (2009). Livestock infectious diseases and zoonoses. Philosophical transactions of the royal society of London. Biological sciences 364(1530): 2637-2642.

Torchin, M. E., Lafferty, K. D., & Kuris, A. M. (2002). Parasites and marine invasions. Parasitology 124(07): 137-151.

Torchin, M. E., Lafferty, K. D., Dobson, A. P., McKenzie, V. J., Kuris, A. M. (2003). Introduced species and their missing parasites. Nature 421(6923): 628-630.

Torchin, M. E., Mitchell, C. E. (2004). Parasites, pathogens, and invasions by plants and animals. Frontiers in ecology and the environment 2(4): 183-190.

Torgerson, P. R. (2003). Economic effects of echinococcosis. Acta tropica 85(2): 113-118.

Torgerson, P. R., Macpherson, C. N. (2011). The socioeconomic burden of parasitic zoonoses: global trends. Veterinary parasitology, 182(1): 79-95.

Travassos Santos Dias J.A. (1994). As carraças (Acarina: Ixodoidea) da Península Ibérica. Ministerio do Planeamiento da Administraçao do Territorio, Lisboa.

Treves, A., Karanth, K. U. (2003). Human-carnivore conflict and perspectives on carnivore management worldwide. Conservation biology 17(6): 1491-1499.

Troyo, A., Álvarez, D., Taylor, L., Abdalla, G., Calderón-Arguedas, Ó., Zambrano, M. L., Dasch, G.A., Lindblade, K., Hun, L., Eremeeva. M.E., Estévez, A. (2012). *Rickettsia felis* in *Ctenocephalides felis* from Guatemala and Costa Rica. The American journal of tropical medicine and hygiene 86(6): 1054-1056.

Truyen, U., Müller, T., Heidrich, R., Tackmann, K., Carmichael, L. E. (1998). Survey on viral pathogens in wild red foxes (*Vulpes vulpes*) in Germany with emphasis on parvoviruses and analysis of a DNA sequence from a red fox parvovirus. Epidemiology and Infection 121(02): 433-440.

Turner, D.C. (2000). The domestic cat: the biology of its behaviour. Cambridge University Press.

UNECE/FAO (2000). Forest Resources of Europe, CIS, North America, Australia, Japan and New Zealand. Sales, 99-II-E-36, United Nations Publication, New York, 500 pp.

Varela, A.S., Moore, V.A., Little, S.E. (2004). Disease agents in Amblyomma americanum from northeastern Georgia. Journal of medical entomology, 41(4): 753-759.

Vaz, Y., Duarte, A., Pereira da Fonseca, I., Madeira de Carvalho, L., Meireles, J., Fazendeiro, M.I., Almeida, V. (2006). Important diseases in stray and feral cats in the metropolitan area of Lisbon, Portugal. 11th Symposium of the International Society for Veterinary Epidemiology and Economics. Cairns, Australia.

Vally, H., Hall, G., Dyda, A., Raupach, J., Knope, K., Combs, B., Desmarchelier, P. (2012). Epidemiology of Shiga toxin producing *Escherichia coli* in Australia, 2000-2010. BMC public health 12(1): 63.

Van Der Snoek, T. K. R., Overgaauw, P. A. M. (2011). Fleas as vectors of emerging zoonosis. Una Salud Revista Sapuvet de Salud Publica, 2(2), 59-79.

Van Der Waal, K. L., Atwill, E. R., Isbell, L. A., McCowan, B. (2014). Quantifying microbe transmission networks for wild and domestic ungulates in Kenya. Biological Conservation 169: 136-146.

Van Riper, C., S. G. van Riper, M. L. Goff, and M. Laird. (1986). The epizootiology and ecological significance of malaria on the birds of Hawaii. Ecological monographs 56: 327-344.

Vázquez, I., Marey, M.F., Sineiro, F., Lorenzana, R., García, A.I., Pérez, M. (2012). Caracterización productiva y relaciones con el territorio de las explotaciones de bovino en Galicia. Revista española de estudios agrosociales y pesqueros 233: 69-100.

Venzal, J.M., Perez-Martinez, L., Felix, M.L., Portillo, A., Blanco, J.R., Oteo, J.A. (2006). Prevalence of *Rickettsia felis* in *Ctenocephalides felis* and *Ctenocephalides canis* from Uruguay. Annals of New York academy science 1078: 305-308.

Verdade, L. M., Rosalino, L. M., Gheler-Costa, C., Pedroso, N. M., Lyra-Jorge, M. C. (2010). Adaptation of mesocarnivores (Mammalia: Carnivora) to agricultural landscapes of Mediterranean Europe and southeastern Brazil: a trophic perspective. Middle-Sized Carnivores in Agricultural Landscapes. Nova science publishers 1-38.

Vilcins, I. M., Old, J. M., Körtner, G., Deane, E. M. (2008). Ectoparasites and Skin Lesions in Wild-Caught Spotted-Tailed Quoll (*Dasyurus maculatus*) (Marsupialia: Dasyuridae). Comparative parasitology *75*(2): 271-277.

Vilhena, H., Martinez-Díaz, V. L., Cardoso, L., Vieira, L., Altet, L., Francino, O., Pastor, J., Silvestre-Ferreira, A. C. (2013). Feline vector-borne pathogens in the north and centre of Portugal. Parasites and vectors 6(1): 99.

Villafuerte, R., Viñuela, J., Blanco, J.C. (1998). Extensive predator persecution caused by population crash in a game species: the case of the red kite and rabbits in Spain. Biological conservation 84: 181-188.

Vinasco, J., Li, O., Alvarado, A., Diaz, D., Hoyos, L., Tabachi, L., Sirigireddy, K., Ferguson, C., Moro, M.H. (2007). Molecular evidence of a new strain of *Ehrlichia*

canis from South America. Journal of clinical microbiology 45(8): 2716-2719.

Vincent, J.P., Bideau, E., Hewison, A.J.M. Angibault, J.M. (1995). The influence of increasing density on body weight, kid production, home range and winter grouping in roe deer. Journal of zoology 236: 371-382.

Visser, M., Rehbein, S., Wiedemann, C. (2001). Species of flea (Siphonaptera) infesting pets and hedgehogs in Germany. Journal of veterinary medicine 48(3): 197-202.

Virgós, E., Cabezas-Dıáz, S., Lozano, J. (2007). Biodivers Conserv. Is the wild rabbit (Oryctolagus cuniculus) a threatened species in Spain? Sociological constraints in the conservation of species 16: 3489-3504.

Virgós, E., Casanovas, J.G. (1999). Environmental constraints at the edge of a species distribution, the Eurasian badger (*Meles meles*): a biogeographic approach. Journal of biogeography 26: 559-564.

Vitale, G., Mansueto, S., Rolain, J. M., Raoult, D. (2006). *Rickettsia massiliae* human isolation. Emerging infectious diseases 12(1): 174.

Vora, N. (2008). Impact of anthropogenic environmental alterations on vector-borne diseases. The medscape journal of medicine 10(10): 238.

Waide, R.B., Willig, M.R., Steiner, C.F., Mittelbach, G., Gough, L., Dobson, S.I., Juday, G.P., Parmenter, R., (1999). The relationship between productivity and species richness. Annual review of ecology, evolution and systematics 30: 257-300.

Walker, D. H., Barbour, A. G., Oliver, J. H., Lane, R. S., Dumler, J. S., Dennis, D. T., Persing, D.H., Azad, A.F., McSweegan, E. (1996). Emerging bacterial zoonotic and vector-borne diseases: ecological and epidemiological factors. Jama 275(6): 463-469.

Walker, A.R., Bouattour, A., Camicas, J. L., Estrada-Peña, A., Horak, I.G., Latif, A.A., Pegram, R.G., Preston, P.M. (2003). Ticks of Domestic Animals in Africa: a Guide to Identification of Species. Ed. Bioscience Reports, Edinburgh Scotland, U.K.

Walker, J. B., Keirans, J. E., Horak, I. G. (2000). The genus Rhipicephalus (Acari, Ixodidae): a guide to the brown ticks of the world. Cambridge University Press.

Wall, R. (2007). Ectoparasites: future challenges in a changing world. Veterinary parasitology 148(1): 62-74.

Wall, R. Shearer, D. (2001). Veterinary ectoparasites, biology, pathology and control, 2nd edition. Blackwell science London.

Wallace, J. S., Cheasty, T., Jones, K. (1997). Isolation of Vero cytotoxin-producing *Escherichia coli* O157 from wild birds. Journal of applied microbiology 82(3): 399-404.

Wallace, G. D., Marshall, L., Marshall, M. A. C. (1972). Cats, rats, and toxoplasmosis on a small Pacific island. American journal of epidemiology 95(5): 475-482.

Wapenaar, W., Jenkins, M. C., O'Handley, R. M., Barkema, H. W. (2006). Neospora caninum-like oocysts observed in feces of free-ranging red foxes (*Vulpes vulpes*) and coyotes (*Canis latrans*). Journal of parasitology 92(6): 1270-1274.

Warfield, M.S., W.I. Gay. (1986). The cat as a research subject. Pp. 41-54. In: W.I. Gay (ed.) Health Benefits of Animal Research. Foundation for Biomedical Research, Washington, DC.

Wasteson, Y. (2001). Zoonotic *Escherichia coli*. Acta Veterinaria Scandinavica supplementum 95: 79-84.

Webbon, C. C., Baker, P. J., Cole, N. C., Harris, S. (2006). Macroscopic prey remains in the winter diet of foxes (*Vulpes vulpes*) in rural Britain. Mammal review 36(1): 85-97.

Webster, P., Malakauskas, A., Kapel, C. M. O. (2002). Infectivity of Trichinella papuae for experimentally infected red foxes (*Vulpes vulpes*). Veterinary parasitology 105(3): 215-218.

Whiting, M. F., Whiting, A. S., Hastriter, M. W., Dittmar, K. (2008). A molecular phylogeny of fleas (Insecta: Siphonaptera): origins and host associations. Cladistics 24(5): 677-707.

Wikelski, M., Foufopoulos, J., Vargas, H., Snell, H. (2004). Galápagos birds and diseases: invasive pathogens as threats for island species. Ecology and society 9(1): 5.

Wikswo, M. E., Hu, R., Metzger, M. E., Eremeeva, M. E. (2007). Detection of *Rickettsia rickettsii* and *Bartonella henselae* in *Rhipicephalus sanguineus* ticks from California. Journal of medical entomology 44(1): 158-162.

Williams, B., (1983). The cat flea C. felis (Bouché): its breeding biology and its larval anatomy compared with that of two ceratophyllid larvae. Dphil. Thesis. University of Oxford. Public Health Threat of New, Reemerging, and Neglected Zoonoses in the Industrialized World

Wilson, K., Eady, P., Del Nevo, A. J. (1998). Origin of an insular population of the wood mouse based on parasitological evidence. Journal of wildlife diseases 4: 150-154.

Wilson, N., Durden, L. A. (2003). Ectoparasites of terrestrial vertebrates inhabiting the Georgia Barrier Islands, USA: an inventory and preliminary biogeographical analysis. Journal of biogeography 30(8): 1207-1220.

Wimsatt, J., Biggins, D. E. (2009). A review of plague persistence with special emphasis on fleas. Journal vector-borne diseases 46: 85-99.

Woodroffe, R. (1999). Managing disease threats to wild mammals. Animal conservation 2(03): 185-193.

Woolhouse, M. E. (2002). Population biology of emerging and re-emerging pathogens. Trends in microbiology 10(10): 3-7.

Wright, D.H., (1983). Species-energy theory: an extension of species-area theory. Oikos 41: 496-506.

Xhaxhiu, D., Kusi, I., Rapti, D., Visser, M., Knaus, M., Lindner, T., Rehbein, S. (2009). Ectoparasites of dogs and cats in Albania. Parasitology research 105(6): 1577-1587.

Xunta de Galicia (2001). O monte galego en cifras. Dirección Xeral de Montes e Medio Ambiente Natural.

Yamaguchi, N., Macdonald, .D.W., Passanisi, .W.C. (1995). Parasite prevalence in free-ranging farm cats, *Felis silvestris catus*. Epidemiol infections 116: 217-223.

Yatsuyanagi, J., Saito, S., I. Ito, I. (2002). A case of hemolytic-uremic syndrome associated with Shiga toxin 2-producing *Escherichia coli* O121 infection caused by drinking water contaminated with bovine feces. Journal of infectious diseases 55: 174-176.

Yom-Tov, Y., Yom-Tov, S., Barreiro, J., Blanco, J. C. (2007). Body size of the red fox (*Vulpes vulpes*) in Spain: the effect of agriculture. Biological Journal of the Linnean society 90(4): 729-734.

Zaki, S. R., Eremeeva, M. E. (2010). Rickettsia 364D: a newly recognized cause of eschar-associated illness in California. Clinical infectious diseases 50(4): 541-548.

Zarlenga, D. S., B. Rosenthal, G. La Rosa, E. Pozio, E. P. Hoberg. (2006). An old genus learns new tricks: late tertiary colonization and speciation of *Trichinella* nematodes among eutheria. Proceedings of the national academy of science of the USA 103: 7354-7359.

Zarnke, R., Worley, D., Ver Hoef, J., McNay, M. (1999). Trichinella sp. in Wolves from Interior Alaska. Journal of wildlife diseases 35(1):94-97.

Zavala-Velazquez, J. E., Zavala-Castro, J. E., Vado-Solis, I., Ruiz-Sosa, J. A., Moron, C. G., Bouyer, D. H., & Walker, D. H. (2002). Identification of *Ctenocephalides felis fleas* as a host of *Rickettsia felis*, the agent of a spotted fever rickettsiosis in Yucatan, Mexico. Vector Borne and zoonotic diseases 2(2): 69-75.

Zimmer, I. A., Hunter, S. J., Morgan, C. P., Hunt, K. R., Smith, G. C., Howell, M., Taylor, M. A. (2008). Detection and surveillance for animal trichinellosis in GB. Veterinary parasitology 151(2): 233-241.

Zimmer, I. A., Fee, S. A., Spratt-Davison, S., Hunter, S. J., Boughtflower, V. D., Morgan, C. P., Hunt, K.R., Smith, G.C., Abernethy, D., Howell, M., Taylor, M. A. (2009). Report of *Trichinella spiralis* in a red fox (*Vulpes vulpes*) in Northern Ireland. Veterinary parasitology 159(3): 300-303.

Zimmer, I. A., Hunter, S. J., Morgan, C. P., Hunt, K. R., Smith, G. C., Howell, M., Taylor, M. A. (2008). Detection and surveillance for animal trichinellosis in GB. Veterinary parasitology 151(2): 233-241.

Zivkovic, Z., Nijhof, A. M., De la Fuente, J., Kocan, K. M., & Jongejan, F. (2007). Experimental transmission of *Anaplasma marginale* by male *Dermacentor reticulatus*. BMC veterinary research 3(1): 32.

Zivojinovic, M., Sofronic-Milosavljevic, L., Cvetkovic, J., Pozio E., Interisano M., Plavsic B, Radojicic S, Kulisic Z. (2013). Trichinella infections in different host species of an endemic district of Serbia. Veterinary parasitology 194 (2-4): 136-8.

Zorita, E. (1990). Los sistemas pastorales y la conservación de la naturaleza en la España peninsular. Una perspectiva histórica. Sistemas extensivos de producción de rumiantes en zonas de montaña. Ciencias veterinarias 13: 13-39.

Zschöck, M., Hamann, H. P., Kloppert, B., Wolter, W. (2000). Shiga-toxin-producing Escherichia coli in faeces of healthy dairy cows, sheep and goats: prevalence and virulence properties. Letters in applied microbiology 31(3): 203-208.

Zuberogoitia, I., Torres, J.J., Zabala, J., Campos, M.A. (2001). Carnívoros de Bizkaia. Bilbao, BBK.