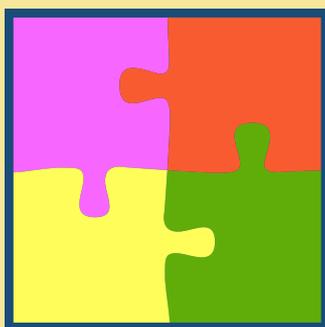


Manual de Técnicas de Gestión Integrada del Vector



PLAN NACIONAL DE PREVENCIÓN, VIGILANCIA Y
CONTROL DE LAS ENFERMEDADES
TRANSMITIDAS POR VECTORES

Actualizado en Mayo de 2025



GOBIERNO
DE ESPAÑA

MINISTERIO
DE SANIDAD



El Plan Nacional de Prevención, Vigilancia y Control de las Enfermedades Transmitidas por Vectores tiene la finalidad de disminuir el riesgo y reducir al mínimo el impacto global de estas enfermedades emergentes desde la perspectiva de “Una Sola Salud”.

Este Plan ha sido revisado por las Ponencias de Vigilancia, de Alertas y Planes de Preparación y Respuesta, y de Sanidad Ambiental.

Ha sido revisado y aprobado por la Comisión de Salud Pública con fecha 27 de abril de 2023.

Cita sugerida: Ministerio de Sanidad. Plan Nacional de Prevención, Vigilancia y Control de las enfermedades transmitidas por vectores. Gestión Integrada del Vector. Abril 2023.



En la elaboración de esta parte del Plan han participado:

Coordinación

Lucía García San Miguel Rodríguez-Alarcón, M^a José Sierra Moros¹, Gabriela Saravia Campelli, Esteban Aznar Cano, Mari Cruz Calvo Reyes, Fernando Simón Soria². *Centro de Coordinación de Alertas y Emergencias Sanitarias (CCAES). Dirección General de Salud Pública. Ministerio de Sanidad.*

Salud humana

Mari Paz Sánchez Seco¹, Anabel Negredo Antón¹ y Ana Vázquez González². *Laboratorio de Arbovirus del Centro Nacional de Microbiología. Instituto de Salud Carlos III.*

Beatriz Fernández Martínez². *Centro Nacional de Epidemiología. Instituto de Salud Carlos III.*

Miguel Dávila Cornejo, Iratxe Moreno Lorente, Lourdes Oliva Íñiguez, Rocío Palmera Suárez, Fernando Carreras Vaquer. *Subdirección General de Sanidad Exterior. Dirección General de Salud Pública. Ministerio de Sanidad.*

Covadonga Caballo Diéguez, Margarita Palau Miguel, Andrea Pastor Muñoz, Marta Martínez Caballero, Natividad Pereiro Couto, Montserrat García Gómez y Jesús Oliva Domínguez. *Subdirección de Sanidad Ambiental y Salud Laboral. Dirección General de Salud Pública. Ministerio de Sanidad.*

Carmen Marco Carballal, Blanca Landa Colomina y Elena Palacios Zambrano. *Departamento de Productos Sanitarios. Agencia Española de Medicamentos y Productos Sanitarios (AEMPS).*

Sanidad animal

Luis José Romero, Germán Cáceres Garrido y Elena García Villacieros. *Subdirección de Sanidad e Higiene Animal y Trazabilidad. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.*

Gestión Integrada del vector

Francisco Collantes Alcaraz. *Departamento Zoología y Antropología Física. Universidad de Murcia.*

Carles Aranda. *Servicio de Control de Mosquitos del Consell Comarcal del Baix Llobregat e IRTA-CRESA. Catalunya.*

Roger Eritja Mathieu. *ICREA, CEAB-CSIC y CREAF. Plataforma Mosquito Alert.*

Nuria Busquets. *IRTA-CRESA. Catalunya.*

Javier Lucientes Curdi. *Departamento de Patología Animal. Facultad de Veterinaria de Zaragoza.*

Miguel Ángel Miranda. *Universitat de les Illes Balears. Vectornet.*



Ricardo Molina Moreno¹, Maribel Jiménez Alonso¹ e Inés Martín Martín. *Laboratorio de Entomología Médica. Centro Nacional de Microbiología. Instituto de Salud Carlos III.*

Jordi Figuerola Borrás². *Estación Biológica de Doñana. Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC).*

Francisco Cáceres Benavides y Santiago Ruiz Contreras². *Servicio de Control de Mosquitos. Diputación de Huelva*

Ricardo Gómez Calmaestra. *Subdirección General de Biodiversidad Terrestre y Marina. Ministerio para la Transición Ecológica y el Reto Demográfico.*

Agustín Estrada Peña. *Departamento de Salud animal. Facultad de Veterinaria. Universidad de Zaragoza.*

Ángeles Sonia Olmeda García. *Departamento de Sanidad Animal. Facultad de Veterinaria. Universidad Complutense de Madrid.*

Félix Valcárcel Sancho. *Laboratorio de Parasitología, Reproducción Animal, Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria. CSIC.*

Tomás Montalvo Porro². *Agència de Salut Pública de Barcelona.*

Revisión final del documento y maquetación

Laura Leal Morales, Tayeb Bennouna Dalero³, Esther García Expósito³, Juan Antonio del Castillo Polo³. *Centro de Coordinación de Alertas y Emergencias Sanitarias (CCAES). Dirección General de Salud Pública. Ministerio de Sanidad.*

¹ Centro de Investigación Biomédica en Red de Enfermedades Infecciosas (CIBERINFEC).

² Centro de Investigación Biomédica en Red de Epidemiología y Salud Pública (CIBERESP).

³ Médico Residente



CONTENIDO

GLOSARIO DE SIGLAS.....	6
1. Definición	7
2. Plan de gestión	8
3. Competencias legales.....	8
4. Mosquitos.....	10
4.1. Mosquitos del género <i>Aedes</i> : características generales de las tres especies más importantes de aedinos	10
4.1.1. Morfología.....	10
4.1.2. Comportamiento alimentario	11
4.1.3. Ciclo biológico	12
4.1.4. Dinámica estacional, hibernación y zonas geográficas.....	12
4.1.5. Ecología larvaria	13
4.1.6. Ecología de la dispersión y zonas colonizables	14
4.2. Mosquitos del género <i>Culex</i> . Características generales de las especies vectoras de mayor relevancia.....	14
4.2.1. Morfología.....	14
4.2.2. Comportamiento alimentario	15
4.2.3. Ciclo biológico	15
4.2.4. Dinámica estacional, hibernación y zonas geográficas.....	16
4.2.5. Ecología larvaria	17
4.3. Parámetros entomológicos	17
4.4. Métodos de muestreo.....	19
4.5. Detección precoz.....	22
4.6. Evaluación de la erradicación de especies exóticas invasoras.....	23
4.7. Medidas de prevención.....	24
4.7.1. Medidas generales de prevención	24
4.7.2. Medidas de prevención de <i>Cx. pipiens</i>	25
4.7.3. Medidas preventivas específicas en determinados espacios públicos.....	25
4.7.4. Recomendaciones de diseño para elementos urbanos públicos.....	28
4.7.5. Programas educativos e informativos.....	29
4.8. Medidas de control	30
4.8.1. Control físico	31
4.8.2. Control biológico	32
4.8.3. Control químico adulticida	34



4.8.4. Técnicas de aplicación.....	35
4.8.5. Productos y toma de decisiones	37
4.9. Aspectos operativos.....	39
4.10. Escenarios de riesgo para las enfermedades transmitidas por <i>Ae. albopictus</i>	40
4.11. Objetivos y actividades por escenarios de la Gestión integrada del vector respecto a las enfermedades transmitidas por <i>Ae. albopictus</i>	42
4.11.1. Objetivos de gestión integrada del vector	42
4.11.2. Responsables de gestión integrada del vector	42
4.11.3. Actividades de la gestión integrada del vector por escenarios	42
4.12. Escenarios de riesgo de la fiebre del Nilo Occidental	44
4.13. Objetivos y actividades de la Gestión Integrada del vector respecto a la fiebre del Nilo Occidental	45
4.13.1. Objetivos de la gestión integrada del vector	45
4.13.2. Responsables de la gestión integrada del vector.....	45
4.13.3. Actividades de la gestión integrada del vector por escenarios	45
5. Garrapatas.....	47
5.1. Generalidades	47
5.1.1 Identificación de garrapatas.....	49
5.2. Especies más importantes.....	52
5.2.1. <i>Ixodes ricinus</i>	52
5.2.2. El género <i>Hyalomma</i>	55
5.2.3. Género <i>Dermacentor</i>	60
5.2.4. El género <i>Rhipicephalus</i>	64
5.2.5. El género <i>Haemaphysalis</i>	68
5.3. Métodos de muestreo y cuantificación de garrapatas	70
5.4. Parámetros entomológicos	74
5.5. Medidas generales para la prevención	75
5.5.1. Prevención y protección del personal implicado en labores de vigilancia y control ...	78
5.6. Medidas de Control.....	79
5.6.1. Identificación de la/s especie/s problema	80
5.6.2. Control integrado	80
5.6.3. <i>Ixodes ricinus</i>	80
5.6.4. <i>Hyalomma lusitanicum</i>	82
5.7. Escenarios de riesgo para las enfermedades transmitidas por garrapatas.	84
5.8. Objetivos generales, responsables y actividades por escenarios para la gestión Integrada del vector	86



5.8.1. Objetivos de la gestión integrada del vector.	86
5.8.2. Responsables de la gestión integrada del vector.....	86
5.8.3. Actividades por escenarios de la gestión integrada del vector para la fiebre hemorrágica de Crimea-Congo	86
5.8.4. Actividades de gestión integrada del vector para las Enfermedades endémicas transmitidas por garrapatas en España	88
5.8.5. Actividades de gestión integrada del vector para las enfermedades con potencial de emergencia transmitidas por garrapatas en España.	88
REFERENCIAS.....	90
ANEXO 1. Protocolo de vigilancia entomo-viológica frente al virus del Nilo Occidental	96
ANEXO 2. Biocidas autorizados y otras medidas de protección individual.....	125
1. Biocidas	125
2. Repelentes químicos sintéticos y de origen natural de uso tópico.	125
3. Recomendaciones generales para el uso seguro de repelentes.....	126
4. Otras medidas de protección individual.	127



GLOSARIO DE SIGLAS

AGIV	Actividades de gestión integrada del vector
CC. AA.	Comunidades autónomas y ciudades con estatuto de autonomía
EETG	Enfermedades Endémicas Transmitidas por Garrapatas
EpETG	Enfermedades con Potencial de Emergencia Transmitidas por Garrapatas
ETG	Enfermedades Transmitidas por Garrapatas
FHCC	Fiebre Hemorrágica de Crimea-Congo
IAG	Índice de Abundancia de Garrapatas
NFU	Neumáticos fuera de uso
OGIV	Objetivos de gestión integrada del vector
OMS	Organización Mundial de la Salud
UTM	Universal Transverse Mercator
VFHCC	Virus de la Fiebre Hemorrágica de Crimea-Congo
VFVR	Virus de la fiebre del valle del Rift
VNO	Virus del Nilo Occidental
VUSU	Virus Usutu



1. Definición

El control integrado del vector se define como la combinación organizada de todas las estrategias disponibles para la reducción de la abundancia o eliminación del vector de forma flexible y sostenible, con una buena relación coste-beneficio (OMS 1994). Los objetivos son siempre reducir al mínimo el impacto de las medidas sobre el medio ambiente y las personas, combinando metodologías eficaces y seguras con la participación de la comunidad, y la resolución de los problemas de forma estructural, siempre de forma adaptada a la situación local. Se considera, generalmente, que las estrategias incluidas en el control integrado son la vigilancia entomológica, la gestión física del medio, los programas basados en la comunidad y el control biológico y/o químico.

La vigilancia entomológica estará orientada a determinar la abundancia de vectores que puedan transmitir patógenos que puedan afectar la salud humana, evaluar el riesgo de transmisión de patógenos a la población y determinar parámetros entomológicos que ayuden a la toma de decisiones para reducir las poblaciones de vectores y/o la transmisión de patógenos a la población.

Las medidas de gestión tienen como finalidad evitar la proliferación de estos artrópodos para reducir su densidad y la incidencia de picaduras y de infecciones transmitidas por estas en la población. Es importante señalar que la gestión de vectores incluye actuaciones a lo largo del año, tanto para mejorar la calidad de vida de la ciudadanía, como para tener una base de partida en el momento de detectarse casos de una enfermedad de transmisión vectorial.

Cuando se trate de minimizar los efectos negativos sobre la calidad de vida, la reducción de las densidades del vector se valorará de acuerdo con un umbral de tolerancia consensuado, o establecido arbitrariamente como aceptable y técnicamente realista. En escenarios de transmisión de enfermedades, por el contrario, esta reducción se planteará en relación con parámetros vectoriales de riesgo de transmisión.

Las medidas concretas a aplicar no son un esquema cerrado y predefinido. Para programarlas en cada caso, habrá que tener en cuenta las características climáticas, geográficas y sociales de la zona, la ecología de las especies involucradas, su densidad, el impacto en el medio ambiente, la participación de la población, la gestión de posibles resistencias a insecticidas y el riesgo sanitario en cuanto a la transmisión de enfermedades, factores todos ellos que se integrarán en un plan de gestión específico.



Estrategias que componen la gestión integrada del vector

Vigilancia entomológica

Gestión física del medio

Programas basados en la comunidad

Control biológico o químico del vector

2. Plan de gestión

La norma UNE 171210:2008 y su actualización, UNE-EN 16636:2015, perfilan la concepción actual de la gestión de plagas aplicable a la gestión de diferentes especies de artrópodos vectores. La primera incluyó el concepto del control integrado de plagas, incidiendo en la prevención y en la disminución del uso de biocidas. Para ello, el control de plagas pasa de aplicaciones puntuales al diseño de un plan que incluye la valoración de riesgo en un proceso ajustado a cada situación con tres etapas: diagnóstico de situación, programa de actuación y evaluación. La norma actual (UNE-EN 16636:2015) incide en la capacitación de los profesionales y en establecer un esquema de trabajo de la gestión de plagas circular, en el que, aparte del diagnóstico, la actuación y la evaluación, la prevención sea el pilar fundamental para minimizar el impacto sobre la salud y el medio ambiente. Todo ello manteniendo un nivel adecuado de control. La efectividad de todas las actuaciones del plan se verificará, reprogramando la naturaleza, periodicidad y recursos asignados según esa valoración. La gestión integrada de los vectores se basa en el conocimiento de la presencia y abundancia estacional de las diferentes especies de artrópodos que pueden actuar como vectores y de los parámetros ambientales que afectan a sus poblaciones en cada zona. Para la evaluación del riesgo potencial de transmisión de enfermedades se tendrán además en cuenta la capacidad y competencia vectorial de cada especie de vector, los huéspedes/reservorios y el contexto socioeconómico de la zona. El plan identifica también los actores que deben intervenir, sus respectivas funciones y responsabilidades, requisitos técnicos, operativos y formales, así como protocolos de comunicación, decisión y evaluación continuada.

3. Competencias legales

La llegada de determinados vectores, así como de enfermedades emergentes asociadas a la presencia de vectores autóctonos, ha ampliado el foco sobre la prevención y el control de los vectores a todos los niveles, con responsabilidades compartidas entre las administraciones locales, las comunidades autónomas y ciudades con estatuto de autonomía (en adelante, CC. AA.) y la Administración General de Estado.

En España, a tenor de la Ley 7/1985 Reguladora de las Bases del Régimen Local y la Ley 14/1986, de 25 de abril, general de Sanidad capítulo III, se ha atribuido a los ayuntamientos las competencias en control de plagas al tener que ocuparse de la protección de la salubridad



pública. Sin embargo, cuando nos referimos a plagas de artrópodos vectores de enfermedades con impacto en la salud humana, hay muchos otros aspectos a tener en consideración, que se desarrollan a continuación.

Aedes albopictus, está incluida en el Catálogo español de especies exóticas invasoras regulado por el art. 64 de la Ley 42/2007, de 13 de diciembre, del Patrimonio Natural y de la Biodiversidad, y desarrollado por el Real Decreto 630/2013, de 2 de agosto, por el que se regula el Catálogo Español de Especies Exóticas Invasoras. La gestión y seguimiento de las especies incluidas en este catálogo corresponde a las comunidades autónomas, de manera que legalmente son ellas las responsables de la prevención, vigilancia y control de esta especie. Eso no significa que no puedan delegar en las administraciones locales, en virtud de los acuerdos que se establezcan con ellas. El mantenimiento de la salubridad es una competencia municipal clave y es de vital importancia para la prevención y control en el entorno urbano y periurbano y a través de la educación y la promoción de la colaboración ciudadana, en las propiedades privadas.

Las actuaciones sobre otras especies de mosquitos, como los del género *Culex*, u otros vectores, como las garrapatas o los flebótomos, no considerados especies exóticas invasoras quedaría justificado en la normativa estatal de protección de especies silvestres (Ley 42/2007, de 13 de diciembre) en su artículo 61 de excepciones a dicha protección “si de su aplicación se derivaran efectos perjudiciales para la salud y seguridad de las personas”. Si bien estas actuaciones estarían justificadas por el motivo expuesto, dado que la aplicación del régimen de excepciones requiere autorización administrativa previa de la autoridad competente en cada actuación puntual, resulta más inmediata su justificación legal amparándose en la existencia de normativa sectorial (en este caso en el ámbito sanitario), según determina el artículo 54.5 de la Ley 42/2007, de 13 de diciembre. Puesto que las enfermedades transmitidas por vectores, como cualquier enfermedad transmisible o cuestión de salud pública, es competencia de la comunidad autónoma (Ley 14/1986, de 25 de abril, general de Sanidad capítulo II), de nuevo es esta administración junto con la administración local la que deberá involucrarse en la prevención, vigilancia y control de aquellos insectos capaces de transmitir enfermedades a los seres humanos.

La administración general del Estado, a través de la Subdirección General de Sanidad Exterior, es la responsable de la vigilancia y control de los vectores en recintos e instalaciones de puertos y aeropuertos de tráfico internacional (Ley 14/1986, de 25 de abril, General de Sanidad, capítulo I; Ley 33/2011, de 4 de octubre, General de Salud Pública, artículo 37; Real Decreto 1418/1986, de 13 de junio, sobre funciones del Ministerio de Sanidad y Consumo en materia de sanidad exterior, artículo 4.4.3) o bien de coordinar con la administración autonómica competente dichas actuaciones “por razones sanitarias de urgencia o necesidad o ante circunstancias de carácter extraordinario que representen riesgo evidente para la salud de la población, y siempre que la evidencia científica disponible así lo acredite” (Ley 33/2011, de 4 de octubre, General de Salud Pública, artículo 52.3).

La Gestión Integrada del Vector, deberá estar incluida en la administración pública. En cada nivel (central, autonómico, municipal) deben articularse los mecanismos para que todos los agentes involucrados en cada nivel estén debidamente coordinados y comunicados (ver apartado de coordinación en la sección de Aspectos Generales del Plan) y puedan activarse en caso de



detectarse situaciones de alerta y emergencia. En estas situaciones, es importante recordar el principio de “Una Sola Salud” y que las amenazas para la salud pública trascienden las fronteras, de modo que la coordinación y la comunicación ágil y rápida entre todos los agentes involucrados y los distintos niveles de la administración será primordial.

En virtud de los artículos 13, 15 y 16 del Real Decreto 2210/1995, de 28 de diciembre, por el que se crea la Red Nacional de Vigilancia epidemiológica y del artículo 19 del Reglamento (UE) 2022/2371 del Parlamento Europeo y del Consejo de 23 de noviembre de 2022 sobre las amenazas transfronterizas graves para la salud, la notificación urgente de alertas es de obligado cumplimiento ante situaciones que resulten inusuales o inesperadas en un lugar y un momento determinados, estén causando o puedan causar morbilidad o mortalidad humana importante, estén aumentando rápidamente o puedan hacerlo, o estén superando o puedan superar la capacidad de respuesta en el nivel donde se hayan producido.

Por último, en el contexto de una alerta sanitaria, en caso de que las actuaciones de control vectorial afectaran a la propiedad privada y las autoridades se encontraran con la negativa de algún ciudadano, se puede recurrir a la realización de medidas coercitivas de acuerdo con la Ley Orgánica 3/1986, de 14 de abril, de Medidas Especiales en Materia de Salud Pública.

4. Mosquitos

4.1. Mosquitos del género *Aedes*: características generales de las tres especies más importantes de aedinos

4.1.1. Morfología

El mosquito tigre *Ae. albopictus*, se caracteriza por una coloración de fondo negra intensa con ornamentación blanca plateada en el tórax y abdomen, patas con bandas negras y blancas y una línea blanca longitudinal media en tórax y cabeza muy característica. Su tamaño puede oscilar entre 5 y 10 mm. Los adultos de *Ae. aegypti*, por el contrario, son más amarronados que negros, y se les diferencia muy bien de *Ae. albopictus* por la presencia sobre el tórax de un conjunto de cuatro líneas que recuerdan la forma de una lira, de color plateado, sobre el fondo marrón. En cuanto a *Ae. japonicus*, el diseño en el tórax está formado por un conjunto de líneas doradas muy características pero que deben interpretarse con precaución ya que puede confundirse con otras especies invasoras como *Ae. koreicus* (Figura 1).

La identificación morfológica correcta de los ejemplares requiere de expertos con contrastada capacidad diagnóstica, ya que entre las especies de aedinos autóctonos e invasores puede haber muchas similitudes, así como con otros mosquitos locales (por ejemplo, *Ae. aegypti* puede ser fácilmente confundido con otros aedinos e incluso con *Culiseta longiareolata*, mosquito extremadamente común). Para su correcta clasificación se pueden usar las claves de identificación descritas en la bibliografía (1–3).



Figura 1. Características diferenciales de *Ae. albopictus*, *Ae. aegypti* y *Ae. japonicus*



Fuente: J.L. Ordóñez/Mosquito Alert CC-BY 2.0.

La identificación morfológica correcta de los ejemplares requiere de expertos con contrastada capacidad diagnóstica, ya que entre las especies de aedinos autóctonos e invasores puede haber muchas similitudes, así como con otros mosquitos locales (por ejemplo, *Ae. aegypti* puede ser fácilmente confundido con otros aedinos e incluso con *Culiseta longiareolata*, mosquito extremadamente común). Para su correcta clasificación se pueden usar las claves de identificación descritas en la bibliografía (1–3).

4.1.2. Comportamiento alimentario

Tanto los machos como las hembras se alimentan de azúcares de plantas. En el caso de las hembras, necesitan un aporte extra para la maduración de los huevos, que adquieren gracias a la hematofagia sobre animales y personas. En el proceso de alimentación se inyecta saliva que es la que causa la reacción dérmica y es la vía de entrada de los patógenos hacia el hospedador.

El comportamiento hematofágico de *Ae. albopictus* es oportunista, alimentándose de sangre de mamíferos y aves principalmente, aunque con clara preferencia por la sangre humana (4). Pican habitualmente a nivel de extremidades inferiores, durante el día y al aire libre al ser un mosquito preferentemente exófilo y exófago¹, aunque ocasionalmente pueda penetrar en las viviendas. Las infestaciones más intensas se encontrarán en áreas de exterior sombrías con vegetación baja, recipientes con agua y hospedadores humanos de los que tomar sangre.

Por el contrario, en el caso de *Ae. aegypti* los ataques son exclusivamente sobre humanos y además es una especie fuertemente endófila y endófaga², por lo que se la encontrará descansando en el interior de las viviendas. Como en el caso de *Ae. albopictus*, esta especie tiene tendencia a repetir las picaduras, lo cual incrementa tanto el nivel de molestia como el riesgo de infección en un contexto epidemiológico.

¹ Exófilo: que vive fuera del hogar; Exófago: que se alimenta al aire libre

² Endófila: que vive en los hogares; Endófaga: que prefiere alimentarse dentro de los hogares.



Ae. japonicus es un mosquito diurno y crepuscular, básicamente exófilo, aunque ocasionalmente penetra en las viviendas. Tiene una preferencia marcada por los mamíferos, incluyendo a los humanos (4) aunque se describe como una especie poco agresiva (5).

4.1.3. Ciclo biológico

En general las hembras de mosquitos requieren de una toma de sangre para poder realizar una puesta de huevos. A los 4 o 5 días de haberse alimentado de sangre, las hembras realizan una puesta de tamaño variable de alrededor de los 100 huevos. No todos son puestos de una sola vez ni en un mismo sitio, sino que van depositándolos en pequeños grupos y en lugares diferentes. Miden menos de un milímetro y, para su identificación morfológica, es necesaria una formación específica. Para confirmar la identificación taxonómica es conveniente el estudio de las larvas eclosionadas o de los adultos emergidos, o la identificación mediante técnicas de biología molecular.

Los huevos se depositan en recipientes de tamaño medio-pequeño, agrupados justo por encima de la línea de contacto del agua con la pared del recipiente que la contiene. Son resistentes al calor y a la desecación, pudiendo quedar durante largas temporadas inactivos (1-2 meses) a la espera de que aumente el nivel del agua, por la lluvia o por la actividad humana. Cuando los huevos quedan sumergidos, eclosionan y dan paso a las larvas, que son filtradoras, hasta completar cuatro fases larvarias. La última fase larvaria dará lugar a la pupa, una fase móvil que no se alimenta y que dará lugar a la fase adulta. Todos los estados inmaduros son acuáticos, pero toman aire mediante el sifón respiratorio (larvas) o las trompetas respiratorias (pupas). Necesitan que el agua esté encalmada y éste es el motivo por el que sólo se encuentran larvas de mosquitos en aguas quietas.

La duración del ciclo completo depende de la temperatura ambiental y de la disponibilidad de fuentes de sangre. El desarrollo de las fases inmaduras puede tomar en nuestras latitudes unos 6 a 8 días desde la eclosión de los huevos hasta la emersión de los adultos.

En el caso de *Ae. albopictus* el umbral mínimo de temperatura para su desarrollo es de unos 10°C y el máximo 40°C. Por término medio, la esperanza de vida de las hembras es de 3-4 semanas.

4.1.4. Dinámica estacional, hibernación y zonas geográficas

Las tres especies descritas son multivoltinas, llegando a entre 5 y 17 generaciones por año. La densidad poblacional estará condicionada fundamentalmente por la temperatura, la presencia de agua y la disponibilidad de alimento. Cuanta más alta sea la temperatura ambiente, hasta cierto límite, más se acelerará el desarrollo de las larvas, incrementándose el número de generaciones de adultos, y la cantidad de huevos hibernantes. Las poblaciones tropicales y subtropicales de *Ae. albopictus* permanecen activas durante todo el año y no hibernan. Por el contrario, en gran parte de las regiones templadas las poblaciones de este mosquito necesitan hibernar como huevo para superar la estación fría (diapausa) y dar lugar posteriormente a eclosiones al llegar la primavera.



La diapausa ha permitido el establecimiento de poblaciones invasoras de *Ae. albopictus* en las latitudes más septentrionales de Asia, América del Norte y Europa. Esta hibernación es facultativa según zonas geográficas y condiciones locales y temporales, habiéndose descrito ya algunas poblaciones no hibernantes en el Levante español (6).

En general, para *Ae. albopictus* en el Mediterráneo, las fechas de inicio y fin del ciclo varían con la latitud. En nuestro país se detectan los primeros adultos entre abril y mayo y se pueden encontrar hasta noviembre e inicios de diciembre. El pico de máxima abundancia poblacional de *Ae. albopictus* suele tener lugar entre los meses de septiembre y mediados de octubre para la mayoría del territorio nacional.

En cuanto a *Ae. aegypti*, su distribución climática actual en diferentes zonas del planeta sugiere que podría llegar a establecerse en algunas zonas de España tal como ya sucedió en el pasado.

En el caso de *Ae. japonicus* también existen huevos de hibernación y el desarrollo de sus larvas se da de forma más temprana en la primavera, en comparación con otras especies de aedinos. Está adaptado a latitudes relativamente más frías, donde el límite de temperatura de desarrollo de los adultos se sitúa entre 30-35°C. Por el momento únicamente ha sido detectado en la cornisa cantábrica, donde su inicio de actividad se sitúa entre marzo y abril.

4.1.5. Ecología larvaria

Para los aedinos que se tratan aquí, el hábitat original para el desarrollo de las larvas son los huecos naturales con agua como los que se originan en los árboles, son especies limnodendrófilas³. Sin embargo, al igual que otras especies de mosquitos como *Cx. pipiens*, han sido capaces de colonizar objetos y estructuras artificiales para la cría. Por ello, se les denomina, de forma genérica, “mosquitos de contenedores” o bien “*Aedes* urbanos”.

Las hembras realizan la puesta en cualquier punto cercano donde se acumule agua en pequeños recipientes como macetas, bidones, bebederos, jarrones, desagües, neumáticos abandonados, canaletas para el agua de lluvia, fuentes ornamentales y muchos otros, entre los cuales también se cuentan hábitats naturales. Sin embargo, las larvas no son capaces de desarrollarse en agua salobre ni en extensas superficies o grandes volúmenes de agua como serían estanques y piscinas. De forma excepcional, también pueden aparecer en contenedores de mayores dimensiones.

En el caso de *Ae. japonicus*, sus hábitats larvarios naturales son pozas y huecos de árboles, pero se ha adaptado a usar también los hábitats artificiales, especialmente los neumáticos usados, que son los que han propiciado su exitosa dispersión e invasión en el medio urbano. A diferencia de *Ae. albopictus*, *Ae. japonicus* se adapta bien a aguas con fuerte carga orgánica, y también parece preferir contenedores de tamaño mayor, donde las larvas empiezan a desarrollarse en épocas más frías, a partir de finales del invierno.

³ Limnodendrófila: que necesita agua estancada en oquedades de árboles para poder crecer.



4.1.6. Ecología de la dispersión y zonas colonizables

En el caso de *Ae. albopictus* el vuelo autónomo es de muy corto alcance y está limitado a algunos centenares de metros. Gran parte de la expansión a escala regional se realiza mediante el transporte de adultos en vehículos, habiéndose detectado en verano individuos hasta en un 0,52% de los vehículos en el área metropolitana de Barcelona (7). Finalmente, el desplazamiento a larga distancia en mercancías como los neumáticos usados, es un evento menos frecuente pero que implica elevadas cantidades de fases inmaduras. Esta complementariedad de mecanismos explica la dispersión de la especie en forma de saltos a larga distancia, seguidos de una expansión local en forma de mancha como se pudo observar en el proceso de la colonización en España entre los años 2004 y 2014 (8).

El cambio climático podrá influir en el futuro en la expansión y dispersión de *Ae. albopictus*, pero especialmente hay que tener presente la actividad humana, que es crucial en esta y otras especies. Por todo ello, y a la vista de las diferencias entre las proyecciones y la distribución real actual de la especie, parece prudente considerar que puede llegar a establecerse en la gran mayoría de municipios de España.

Ae japonicus tiene una excelente capacidad de hibernación, pero, por el contrario, es más sensible que los otros dos aedinos al calor, todo lo cual condiciona su dispersión geográfica en áreas con climas más frescos en verano. Dada la reciente introducción en la cornisa cantábrica habrá que mantener la observación de esta especie para poder valorar su adaptación y posible expansión a otras zonas climáticas.

4.2. Mosquitos del género *Culex*. Características generales de las especies vectoras de mayor relevancia.

4.2.1. Morfología

En España se han registrado hasta el momento 13 especies del género *Culex* (9). Debido a sus preferencias de alimentación, competencia vectorial y los análisis realizados hasta el momento, tres de ellas merecen especial atención por alimentarse preferentemente de aves, y poder contribuir a la amplificación y la transmisión al ser humano de virus como el virus del Nilo Occidental (VNO), el virus Usutu (VUSU) y el virus de fiebre del valle del Rift (VFVR): *Cx. pipiens*, *Cx. perexiguus* y *Cx. modestus* (10–12). A estas tres especies se les pueden añadir *Cx. univittatus* y *Cx. laticinctus*, la primera por su implicación en brotes del VNO en otras áreas del mundo (13) y la segunda por la detección reciente en Andalucía de mosquitos de esta especie infectados por el VNO.

Las especies mencionadas son difíciles de separar y para ello se hacen necesarias claves de clasificación taxonómica descritas en la bibliografía, tanto para larvas como para adultos (1–3). En general los adultos son especies pardo marrones, sin especiales franjas o bandas que los puedan hacer conspicuos. No poseen anillos apreciables en sus patas ni en el tórax. La mayoría posee una franja clara poco visible a ojo desnudo en los segmentos abdominales que, en el caso de *Cx. modestus* está ausente. Por lo que hace a las larvas, presentan sifón como en el caso de



Los aedinos, pero las larvas del género *Culex* son muy similares entre ellas y sólo especialistas pueden clasificarlas con acierto. *Cx. perexiguus* y *Cx. univittatus* son de muy difícil separación en todas sus fases del ciclo vital y pueden requerir de herramientas moleculares. Las puestas de huevos que se realizan de forma agrupada no son útiles para la identificación morfológica de las especies del género *Culex* y requiere de herramientas moleculares.

4.2.2. Comportamiento alimentario

Tanto *Cx. perexiguus* como *Cx. modestus* son especies en general crepusculares, aunque a veces son activas de día. Pueden llegar a ser, sobre todo en el caso de *Cx. modestus*, un problema grave por las molestias que produce independientemente de su papel vectorial. En España, la mayoría de las infecciones de VNO se han detectado en *Cx. perexiguus*, con incidencias mucho menores en *Cx. pipiens* y *Cx. modestus* (11,14).

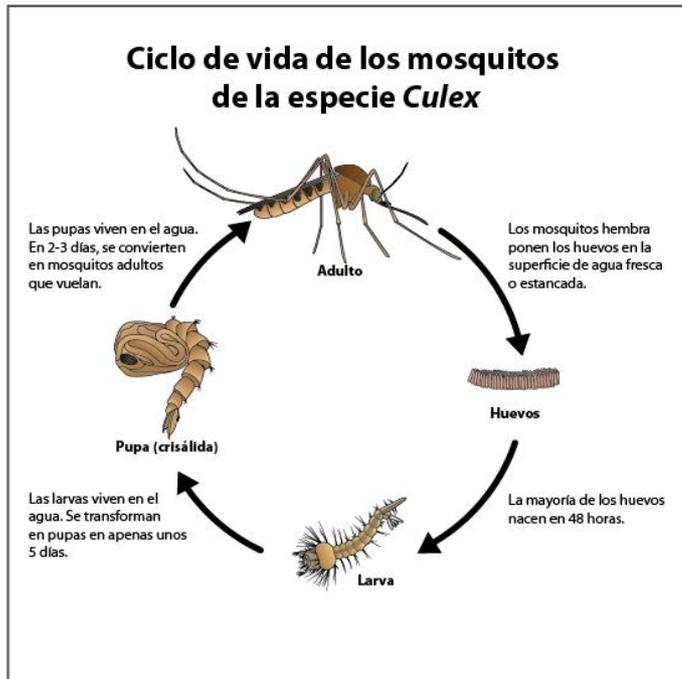
4.2.3. Ciclo biológico

Los aspectos generales son los mismos que el el caso de los *Aedes* excepto por lo que hace a su puesta. En el género *Culex*, los huevos son depositados sobre la superficie del agua de forma vertical uno al lado del otro de manera que quedan agrupados en unas formaciones flotantes como pequeñas barquitas llamadas navículas (Figura 2). Debido a esta característica, los huevos eclosionan poco después de realizada la puesta al no necesitar que haya un cambio de nivel del agua. Aunque las navículas tienen aspecto ligeramente diferente según especies, no se puede realizar la clasificación en esta fase excepto con herramientas moleculares.

La duración del ciclo depende principalmente de la temperatura de ambiental y de la del agua donde se desarrollan las larvas. Como en el caso de las larvas de aedinos, el desarrollo de las fases inmaduras comprende alrededor de la semana en pleno verano alargándose al descender la temperatura. La vida media de las hembras es mayor que la de los machos como en toda la familia de culícidos y no suele superar las cuatro semanas. Por lo que hace a *Cx. pipiens*, el humbral mínimo de temperatura para su desarrollo se encuentra sobre los 8-9 °C y el máximo sobre los 35 °C (15).



Figura 2. Ciclo vital del género *Culex*



Fuente: CDC.

4.2.4. Dinámica estacional, hibernación y zonas geográficas

Todas las especies del género *Culex* citadas son multivoltinas con numerosas generaciones al año. Como en el caso de los aedinos, la densidad poblacional está regulada por la temperatura, la disponibilidad de agua y alimento. A temperatura más elevada los ciclos son más cortos hasta alcanzar el máximo óptimo. La disponibilidad de agua tiene un efecto limitante, aunque al estar adaptados a la actividad humana, muchos de sus hábitats son antropogénicos, pero de dimensiones muy variables, desde pequeños recipientes hasta grandes acumulaciones de agua (p.e., piscinas) cosa que no sucede en el caso de los aedinos. En gran parte de la península Ibérica, éstas especies necesitan hibernar para poder soportar las bajas temperaturas durante la temporada invernal. No poseen huevos de resistencia a la desecación a diferencia de los aedinos, y su forma de diapausa recae en las hembras hibernantes. En las zonas más septentrionales las primeras larvas aparecen en primavera y desaparecen a final de otoño. La hibernación de las hembras coexiste a menudo con la quiescencia. Sin embargo en el primer caso, las hembras se encuentran en refugios naturales o artificiales, prácticamente sin movimiento y con detenimiento del desarrollo ovárico iniciado por un específico estado fisiológico, mientras que en el segundo caso se produce en general un descenso de la actividad (16). Esta forma de hibernación como hembras tiene una importancia decisiva en la transmisión de arbovirus como el VNO ya que lo pueden mantener y transmitir una vez cesa su inactividad y se reemprende el ciclo biológico al mejorar las condiciones climáticas(17).



Cx. pipiens es ubicuo y muy abundante en toda la península excepto a gran altitud en la alta montaña. Se puede decir que se encuentra en todas las localidades (18). *Cx. modestus* también está presente en gran parte del territorio, pero está restringido por la existencia de sus hábitats larvarios, sin embargo, *Cx. perexiguus* es más meridional siendo abundante en Andalucía y zonas vecinas (19).

4.2.5. Ecología larvaria

A diferencia de los aedinos citados, las especies de *Culex* colonizan un amplísimo abanico de hábitats acuáticos de toda dimensión y característica tan sólo limitado por la existencia de una lámina de agua enclavada como en el resto de los culícidos.

Las larvas de *Cx. pipiens* se desarrollan tanto en cualquier punto donde se acumule agua ya sea en pequeños o grandes recipientes como macetas, bidones, fuentes ornamentales, piscinas, balsas y muchos otros, como en hábitats rurales o naturales como canales, zonas inundables o humedales. Las larvas muestran una gran plasticidad y se desarrollan además en todo tipo de focos de cría subterráneos como sótanos inundados, cámaras sanitarias o pozos muertos. Sus dos formas *Cx. pipiens pipiens* y *Cx. pipiens molestus* están adaptadas a esta variabilidad. Mientras que la primera, ornitófila, suele criar en hábitats superficiales de todo tipo, la segunda, más mamófila, prefiere focos hipogeos especialmente con elevada materia orgánica (20).

Cx. perexiguus y *Cx. modestus* se encuentran preferentemente en aguas de grandes dimensiones como canales, marismas, campos inundados y especialmente arrozales, aunque también puede aparecer en recipientes artificiales de diferentes dimensiones.

4.3. Parámetros entomológicos

Para una correcta gestión de las poblaciones de mosquitos y los riesgos sanitarios asociados es necesario recoger una serie de parámetros entomológicos que permitan la toma de decisiones basadas en evidencias científicas. Se describen a continuación los principales parámetros entomológicos que son necesarios para desarrollar una vigilancia entomológica y control de vectores adecuados.

Los siguientes parámetros se obtendrán a partir de la vigilancia entomológica. Sirven para apoyar la adopción de medidas de prevención y control vectorial, incluyendo los protocolos de inspección entomológica vinculada a casos de arbovirosis. Algunos de estos parámetros se han obtenido de los resultados de estudios previos, mientras que otros se podrán obtener mediante estudios en un territorio específico.

- Duración del ciclo gonotrófico: es el tiempo transcurrido entre una toma de sangre y la puesta de huevos por parte de una hembra de mosquito y una nueva toma de sangre. Es una estimación de la duración de una generación y determina la frecuencia de algunas operaciones de control. También es un parámetro que se tiene en cuenta al calcular el riesgo de transmisión de un determinado patógeno. El ciclo depende, entre otros factores, de la temperatura.
- Ámbito preferente de actividad: las distintas especies de mosquitos difieren en sus preferencias en cuanto a hábitat e incorporar esta información a los programas de



control es necesario para mejorar su eficacia. Por ejemplo, respecto a especies invasoras, *Aedes albopictus* es conocido como un mosquito preferentemente exófilo y ligado a la vegetación. A pesar de ello, especialmente cuando las densidades son elevadas, también penetra en las viviendas con facilidad. *Aedes aegypti* es todo lo contrario, siendo fuertemente endófilo, por lo que las operaciones de control de adultos deben enfocarse de forma diferente. *Aedes japonicus* se asocia de forma preferente a zonas boscosas y tiene carácter exófilo. *Culex pipiens*, sin embargo, especie autóctona ampliamente distribuida, presenta una variedad de comportamiento endo/exo pudiendo picar y/o reposar tanto dentro como fuera de las casas. *Culex modestus* y *Culex perexiguus* son preferentemente exófilos con actividad cerca de los focos de cría. Hay que hacer notar que cuando nos referimos al comportamiento picador y no de reposo nos estamos refiriendo a comportamiento endo/exofágico.

- Período de actividad diaria: los ciclos de actividad diaria difieren también entre especies de mosquitos. Los aedinos presentes en zonas urbanizadas tienen actividad preferentemente diurna, mientras las especies del género *Culex* presentan una actividad crepuscular y nocturna, si bien estos ritmos de actividad pueden variar en función de la temperatura y su presencia en espacios confinados como sótanos. Cuando las temperaturas son más bajas a principio de primavera y a final del otoño, algunas especies del género *Aedes* pueden concentrar su actividad hacia el mediodía. Por el contrario, en los meses más cálidos, es más activo en los momentos cercanos al crepúsculo y al amanecer. Esta información es importante para la temporización de posibles aplicaciones adulticidas, que deben realizarse en períodos de actividad del insecto en cada localidad geográfica. También es un factor a tener en cuenta para determinar el riesgo de transmisión de un determinado patógeno.
- Densidad de población: este parámetro informa de la abundancia de la población de mosquitos en una zona. Es un indicador de la presión de picaduras que puede haber en la zona y, en consecuencia, del riesgo de transmisión de una enfermedad. Es un parámetro muy local que se puede estimar mediante varios métodos (ver más adelante).
- Interacción humano-mosquito: el muestreo directo sobre humanos se define como el número de aterrizajes de mosquitos que buscan alimentarse de sangre sobre una persona por unidad de tiempo. Es un parámetro indicador de la presión de picaduras que puede haber en la zona y que se tiene en cuenta tanto para el control de las poblaciones de mosquitos como para la evaluación del riesgo de transmisión de patógenos. Este tipo de muestreos está actualmente restringido dado los aspectos éticos que comporta someter voluntarios a posibles picaduras, especialmente en el escenario de transmisión de enfermedades (21). La preferencia alimentaria de las diferentes especies de mosquitos puede establecerse a partir del estudio del ADN del hospedador presente en la sangre presente en las hembras de mosquito alimentadas. Aquellas especies que muestren una preferencia alimentaria sobre humanos (antropófilas) se tendrán en cuenta para la evaluación del riesgo de transmisión de patógenos.
- Tipo de hábitat larvario: cada especie de mosquito selecciona un tipo de hábitat para depositar la puesta de huevos. En cada zona se puede determinar el tipo de hábitat



larvario preferente en función de sus características y los lugares de cría que ofrece. Este parámetro informa sobre la capacidad de una zona de albergar poblaciones larvianas de mosquitos. Se trata de una información imprescindible, pues el control larvicida debe estar adaptado a la tipología de los puntos de cría de los mosquitos en cada región.

- Capacidad vectorial (V): es un índice típico de medida de la capacidad de los vectores, en especial los mosquitos. Este índice se calcula de maneras diversas, pero en su versión más clásica es $V = ma^2bp^n / -\ln(p)$ donde “m” es la densidad de mosquitos por persona, “a” es la proporción de picaduras sobre humano en unidad de tiempo, “p” la probabilidad diaria de supervivencia del mosquito y “n” el periodo de incubación extrínseco del patógeno en el mosquito. Aunque su cálculo ofrece mucha información, la obtención de los parámetros citados es compleja y costosa. Es útil como herramienta de comprensión de la transmisión y como forma de comparar diferentes entornos más que como un valor a obtener en cada caso.

4.4. Métodos de muestreo

Los datos obtenidos mediante diferentes tipos de muestreo serán la base sobre la que se establecerán los métodos de control más apropiados en cada zona y/o situación. Los métodos de muestreo que se pueden utilizar para el seguimiento de mosquitos son básicamente cuatro. El primer método permite obtener huevos, el segundo está diseñado para la captura de adultos; el tercero está enfocado a la fase larvaria y el último permite obtener una estimación de la población de adultos a partir de datos aportados por los ciudadanos.

- Trampas de oviposición (ovitrapas; en inglés, ovitraps): son adecuadas para el seguimiento de aedinos, especies que realizan las puestas de huevos en contacto con el sustrato y en recipientes de pequeño tamaño, como es el caso de *Ae. albopictus*. Las ovitrampas consisten en recipientes de plástico oscuro, de entre 200 y 1.500 ml, llenos de agua hasta cierto nivel, y con un listón de madera como por ejemplo un depresor lingual semisumergido o una pieza flotante de poliestireno expandido en su interior. Estas trampas se colocan en lugares de sombra cubiertos por vegetación. El agua atrae a las hembras como lugar de cría y el sustrato ofrecido sirve de soporte donde poner sus huevos. Son útiles tanto para seguimientos a largo plazo de poblaciones ya establecidas, como para detectar colonizaciones nuevas. Es un método de muestreo relativo en el que los resultados deben interpretarse con cautela al no ser una medida directa de la población adulta. Los resultados también dependen del número de otros puntos de cría disponibles en las cercanías y que pueden competir con las trampas. Son habituales muestreos con 0,02 a 0,2 trampas por hectárea en zona urbana, dependiendo de la finalidad. La detección de nuevas infestaciones, por ejemplo, requiere densidades de muestreo más elevadas. Dependiendo de las condiciones climáticas de la zona, puede ser necesaria la adición de sustancias inhibidoras del crecimiento larvario o larvicidas (p.e.: *Bacillus thuringiensis*) en el agua de las ovitrampas para impedir que se conviertan en un foco de cría. La adición al agua de la trampa de heno o alimento seco de conejo (alta proporción de alfalfa) aumenta su capacidad de atracción.



- Trampas para mosquitos adultos: son métodos de muestreo relativos que proporcionan datos sobre la abundancia de la población de adultos en un lugar y momento determinado. También se utilizan como sistemas para la detección de la introducción de nuevas especies (p.e.: en puertos y aeropuertos internacionales). Existen diversos tipos como las Encephalitis Virus Surveillance (EVS), Center for Disease Control (CDC) o BG-Sentinel. Las trampas EVS han mostrado su utilidad en la recogida de especies del género *Culex*. Actualmente hay varias casas comerciales que disponen de trampas, muy usadas en la captura de especies del género *Aedes* y que también han mostrado su utilidad en especies de *Culex*. Hay que señalar que actualmente se están desarrollando trampas que mediante inteligencia artificial determinan automáticamente y en tiempo real las especies capturadas (22).
- Todas ellas necesitan usar atrayentes, siendo los atrayentes químicos específicos (p.e., fórmulas basadas en el ácido láctico) y el CO₂ en forma de hielo seco o mediante bombona de gas. También se han usado trampas con cebos animales. Se obtiene una estimación tanto de presencia de especies como de la densidad y su variación en el tiempo y en el espacio. Es un método que permite obtener mosquitos adultos de cualquiera de las especies que puedan ser analizados para la detección de patógenos y por tanto aporta datos imprescindibles para el estudio de transmisión vectorial. Se utilizan durante una o varias noches y como las ovitrampas, deben situarse en lugares húmedos y resguardados, bajo vegetación. En general las trampas que usan atrayentes como el ácido láctico y/o CO₂ atraen hembras que buscan alimentarse, mientras que para la captura de hembras alimentadas y hembras grávidas se deben utilizar otro tipo de trampas como la de Reiter. Hay que tener en cuenta que determinados hábitats como focos de cría subterráneos en interior de edificios pueden mantener todo el año las poblaciones de larvas y adultos. En este caso se deberá adaptar a las zonas estudiadas.
- Las muestras obtenidas deben seguir un protocolo de recogida adecuado al objetivo del seguimiento, especialmente en caso de querer identificar posibles patógenos. Si así fuera, se debe de mantener la cadena de frío en todas las fases de manipulación de la muestra, tanto en el transporte como en la manipulación en el laboratorio.
- Recuento de recipientes, muestreo larvario y/o de pupas: Se trata de métodos que se utilizan tanto para Culicinos como aedinos. El primer método consiste en contabilizar los recipientes que contengan larvas en toda una zona, mientras que el segundo y tercero se basan en contar el número de larvas o pupas en algunos de ellos mediante herramientas de filtrado o colección del agua como cedazos, pipetas o bandejas. Ambos métodos permiten calcular índices entomológicos tales como el de Breteau (número de recipientes positivos por cada 100 viviendas inspeccionadas), el índice de viviendas (porcentaje de viviendas infestadas con larvas o pupas), el índice de recipientes (porcentaje de recipientes de agua infestados con larvas o pupas), o el índice de pupas (número de pupas por cada 100 viviendas inspeccionadas). El riesgo de transmisión de una enfermedad se estima tradicionalmente usando los valores obtenidos con estos índices, entre otros factores, como la Capacidad Vectorial (V).
Los hábitats para muestrear dependerán de las especies objeto de la vigilancia; así, respecto de las diversas especies del género *Culex*, vectores potenciales de VNO, se muestrearán canales de riego, zonas encharcadas, campos inundados para forraje y



arrozales, así como objetos que puedan mantener agua incluidos imbornales urbanos, bidones o fuentes ornamentales. Por lo que respecta a los aedinos, especialmente *Ae. albopictus* e incluso *Ae. aegypti*, se muestrearán todo tipo de objetos de reducidas dimensiones que puedan mantener agua, desde platos debajo de macetas, hasta fuentes ornamentales o bidones pasando por todo tipo de materiales que puedan mantener acúmulos de agua. Se incluyen también los imbornales urbanos. En cada lugar se recogerá un número de muestras asumible para el equipo de personal existente, entre un mínimo de 5 muestras y un máximo de 10.

La vigilancia puede hacerse por presencia o ausencia o bien por abundancia, en este caso se deberá usar metodología habitual, por ejemplo, contaje de larvas por volumen muestreado haciendo una media de las muestras tomadas en cada lugar. El muestreo debe hacerse desde que se inicia el crecimiento larvario, aproximadamente en marzo/abril hasta que finaliza en octubre/noviembre, dependiendo de la latitud. Hay que tener en cuenta que determinados hábitats como focos de cría subterráneos en interior de edificios mantienen todo el año las poblaciones de larvas y adultos. También se contemplará la latitud del lugar de estudio ya que cuanto más al sur, más se alargará el ciclo larvario si los focos de cría se mantienen con agua. Por tanto, según la zona muestreada habrá que hacer adaptaciones.

Se debe georreferenciar cada punto con GPS con una breve descripción del hábitat acuático, naturaleza y topónimo si lo tuviera. Los puntos de cría en zonas públicas tienen especial relevancia, como son por ejemplo los imbornales en la calzada, que es recomendable muestrear de forma sistemática.

Dependiendo de la capacidad del equipo humano, la recogida se realizará semanal, quincenal o mensualmente.

- Datos de la ciudadanía: tanto la comunicación de picaduras o de presencia de mosquitos por parte de la ciudadanía a través de canales administrativos o mediante aplicaciones específicas (p.e.: Mosquito Alert), redes sociales, entidades cívicas y colectivos profesionales, permiten estimar la presión de los mosquitos sobre la población humana. En algunos casos la información aportada por los ciudadanos permite determinar localmente la presencia de nuevas especies invasoras (p.e.: *Ae. albopictus* en Cataluña y *Ae. japonicus* en Asturias).

Todos los métodos de muestreo deben ir acompañados de una base cartográfica en la que se introduzcan los datos obtenidos junto con otra información de interés, como por ejemplo la localización de imbornales, solares abandonados o cualquier otra información que se considere importante.

Debe recordarse aquí que, respecto de mosquito tigre, esta especie está clasificada legalmente como especie exótica invasora y que el muestreo y sus actividades conexas no deben contribuir a su diseminación más allá de las zonas en las que ya se encuentra localizado. Por ello, en la toma de muestras, en su transporte, tratamiento y destrucción se tomarán las medidas necesarias para evitar su expansión, teniendo presente la obligación de autorización administrativa para su transporte de acuerdo con lo establecido en el Real Decreto 630/2013, de 2 de agosto, por el que se regula el catálogo español de especies exóticas invasoras.



Parámetros entomológicos de mayor interés para valorar el riesgo de transmisión de arbovirosis

Densidad de población larvaria (muestreos):

- % recipientes positivos
- % viviendas con recipientes positivos
- Breteau: número recipientes positivos/100 viviendas
- Índice de pupas: número pupas/100 viviendas

Porcentaje mosquitos positivos a un arbovirus

- % mosquitos positivos respecto del total de analizados

Interacción humano-mosquito

- Cantidad de picaduras sobre humano en unidad de tiempo
- Alertas de incrementos de picaduras de la ciudadanía

Capacidad vectorial:

- $V = ma^2bp^n / -\ln(p)$
 - “m” densidad de mosquitos por persona
 - “a” cantidad de picaduras sobre humano en unidad de tiempo
 - “b” ratio de infectividad en los mosquitos
 - “p” probabilidad diaria de supervivencia del mosquito
 - “n” periodo de incubación extrínseco del patógeno en el mosquito

4.5. Detección precoz

Uno de los principales objetivos de la vigilancia entomológica es la detección precoz, que permite informar tanto de la dispersión de una especie conocida a nuevas áreas previamente libres, como también de la introducción en España de nuevas especies, como *Ae. albopictus* y *Ae. aegypti*. Cuanto antes sea conocida la presencia de un vector en un área no colonizada previamente, mayores serán las posibilidades de erradicarlo. Por ello, es crucial que se lleve a cabo una vigilancia activa rutinaria en los momentos y lugares de máximo riesgo de entrada y establecimiento de especies invasoras de mosquitos. La vigilancia para una detección precoz se puede realizar mediante:

- Muestreos entomológicos tradicionales (métodos 1, 2 y 3 descritos en el apartado anterior), establecidos por protocolo como, por ejemplo, en los puntos de entrada (puertos y aeropuertos internacionales), según define el Reglamento Sanitario Internacional (RSI 2005). Las Comunidades Autónomas deberán planificar campañas sistemáticas y periódicas en sus territorios, así como la Administración General del Estado (Ministerio de Sanidad) en los puntos de entrada. Estos métodos permiten calcular parámetros entomológicos para apoyar la adopción de medidas de prevención y control vectorial. Sin embargo, estos muestreos están actualmente basados en trampas operadas manualmente, y cuando el ámbito geográfico es extenso, se requiere de un elevado número de trampas que pueden suponer un elevado coste en material y en mano de obra, pero han obtenido y obtienen éxitos notables. Algunas comunidades autónomas como en el caso de Cataluña han llevado a cabo campañas anuales de detección en municipios aún no invadidos por *Ae. albopictus* aprovechando sinérgicamente estructuras existentes como agentes rurales y los Servicios de Control de Mosquitos (SCM). Cada año se publicaba el resultado de los nuevos municipios. También han existido campañas como las realizadas por las diputaciones que han dado muy buenos resultados como en el programa de asesoramiento a municipios en el



control de plagas de la Diputación de Barcelona permitió la primera detección de mosquito tigre en la península Ibérica en 2004 (23). Hay además que destacar un éxito notable, quizá el más importante en las últimas décadas, en la detección y erradicación de una población de *Aedes aegypti* en la isla de Fuerteventura en Canarias llevada a cabo por la Consejería de Sanidad del Cabildo en un programa de detección propio. El proceso se ha repetido posteriormente con tres nuevas introducciones en la isla de La Palma (2022) y en Tenerife (2022 y 2023).

- Programas de alerta basados en comunicaciones de los ciudadanos a través de sistemas de avisos específicos establecidos en su caso por los servicios de salud y los municipios, o utilizando proyectos globales ya existentes de ciencia ciudadana como www.mosquitoalert.com. Esta plataforma se basa en una comunidad de usuarios que participan a través de una aplicación específica para el teléfono móvil. Los datos recibidos son validados por expertos, usados por científicos y administraciones, publicados, y comunicados a la persona usuaria. Para el mantenimiento de esta comunidad es necesario el mantenimiento del interés a medio plazo usando acciones específicas. La plataforma es útil para varios propósitos, básicamente la vigilancia de la distribución y dispersión de las especies, pero también para la modelización de interés epidemiológico trabajando con datos cuantitativos, así como plataforma de comunicación y educación. La información proporcionada por los ciudadanos es útil para la detección precoz de nuevas especies de mosquitos, como la primera detección de *Ae. albopictus* en Andalucía en 2014 (24) o la primera detección por un ciudadano en Asturias de *Ae. japonicus* en España en 2018 (25). Si bien este tipo de plataformas se adapta a la detección de especies invasoras y conspicuas, respecto de otras especies como por ejemplo las pertenecientes al género *Culex*, difícilmente identificables incluso por métodos estándar, presenta dificultades. Estos métodos sin embargo fomentan la participación ciudadana en un problema que les afecta y que busca mejorar la situación de sus comunidades. Las utilidades de las plataformas de ciencia ciudadana pueden ser integradas dentro de los sistemas de información de vigilancia, aportando datos a tiempo real útiles para la toma de medidas de salud pública.

4.6. Evaluación de la erradicación de especies exóticas invasoras

Si los sistemas de vigilancia detectan la presencia de una especie invasora de mosquito vector, se debe llevar a cabo una vigilancia intensiva sin demora para determinar el grado de dispersión. La primera fase tras la introducción, en la que la población de mosquitos es todavía reducida, es el momento adecuado para implementar un esfuerzo de erradicación a gran escala. Es importante poder confirmar que la detección se corresponde con una introducción reciente, para lo que hay que contar con registros previos negativos en base a una vigilancia consolidada. El objetivo de la erradicación es reducir la densidad de mosquitos a un nivel tan bajo que las hembras restantes no puedan ser localizadas por los machos o no puedan encontrar sitios de reproducción productivos.

El éxito de una iniciativa de eliminación depende de la rapidez en su implementación tras la detección inicial de la especie invasora y de disponer de datos de vigilancia actualizados que informen sobre la eficacia de las operaciones de control y de las áreas en las que es probable que se haya logrado la eliminación o sobre la necesidad de continuar con las operaciones. La



eliminación se verifica cuando no se producen capturas de la especie durante la temporada reproductora en la red de vigilancia, que debe incluir el uso de un número de dispositivos adecuados a la superficie invadida. La vigilancia de seguimiento en la temporada siguiente determinará si el mosquito ha sido eliminado. Es difícil determinar un periodo exacto de seguimiento ya que este dependerá de las características del ambiente y de la especie. Los huevos de *Aedes* son muy resistentes a las condiciones ambientales adversas como la desecación y pueden mantenerse viables durante varios meses. Además, *Aedes albopictus* puede alargar su ciclo durante tres o cuatro meses más debido al fenómeno de diapausa. Un periodo mínimo de dieciocho meses de ausencia del vector tras el último hallazgo, con vigilancia intensiva, ha sido utilizado con anterioridad como criterio de erradicación (26).

4.7. Medidas de prevención

La prevención debe de ser rutinaria, sistemática y universal. Es siempre el primer punto para aplicar en cualquier plan de gestión y consiste en evitar la proliferación de los mosquitos basada en la intervención de los lugares de cría. Por este motivo, la primera actuación es la detección de los lugares susceptibles de ser un hábitat larvario del mosquito. Una vez localizados, las actuaciones se deben centrar en neutralizar todos los elementos o los puntos de riesgo posibles. Gran parte de esta labor preventiva debe de ser realizada por la ciudadanía, ya que entre el 60% y el 80% de los puntos de cría están situados en propiedades privadas. Por ello, las actividades educativas, mediante programas de información y formación basados en la comunidad, tienen una relevancia capital, puesto que sólo el esfuerzo conjunto de la administración y la ciudadanía podrán lograr aliviar el problema a nivel local de una manera efectiva y sostenible en el tiempo.

4.7.1. Medidas generales de prevención

- Vaciar y limpiar en la medida de lo posible todos los objetos y contenedores en los que se pueda acumular agua (jarras, cubos, ceniceros, juguetes, comederos para animales domésticos, platos debajo de macetas, entre otros), y evitar su posterior inundación, por ejemplo, invirtiéndolos o poniéndolos a cubierto. En el caso de elementos fijos, estructurales y objetos que no se puedan retirar, se deben revisar atentamente al menos una vez por semana y eliminar cualquier acúmulo de agua, limpiando los recipientes y evitando que se vuelvan a llenar. En el caso de los platos de tiestos, cuando estos no puedan retirarse, hay que ocuparse de mantenerlos secos. Los neumáticos se deben mantener secos y a cubierto.
- En los casos en que se considere imprescindible tener algún tipo de recipiente con agua en el exterior es necesario que éstos se mantengan cubiertos, mediante una tapa o una tela de mosquitera fina (malla de 1,5 - 2 mm de medida máxima) aunque a menudo, en la práctica esta medida es de difícil aplicación. En recipientes destapados (por ejemplo, abrevaderos para animales), hay que renovar el agua una vez por semana, como mínimo.
- Los canalones de recolección de aguas de los tejados deben mantenerse limpios de restos vegetales. Asimismo, hay que procurar un mantenimiento de los imbornales y desagües de los patios, haciendo correr agua a presión una vez por semana. Esto mismo se debe aplicar a las duchas de exterior que se disponen en entornos de piscinas y/o casas de playa.



- Rellenar los agujeros y las depresiones del suelo donde se pueda retener agua, así como la acumulación de agua en los agujeros de los árboles, drenándolos definitivamente o rellenándolos con algún material inerte, como arena, por ejemplo, para evitar que el agua esté accesible a los mosquitos.
- En el caso concreto de las piscinas, hay que actuar para que el agua que contengan no se convierta en un foco de cría de mosquitos, realizando el correspondiente tratamiento y depuración del agua establecido para estas instalaciones. Hay que controlar los *skimmers* de autollenado, ya que esta agua no está tratada, y controlar que no se llenen con agua de lluvia. La solución más efectiva es el uso de siliconas líquidas. Cuando estén vacías, las piscinas se deben mantener completamente secas porque una fina lámina de agua de lluvia en el fondo sería un hábitat adecuado para *Ae. albopictus*, mientras que totalmente llenas sólo contendrían *Cx. pipiens*.

4.7.2. Medidas de prevención de *Cx. pipiens*

- Respecto de tuberías de los edificios y subsuelos hay que evitar las pérdidas de agua y extraer el agua que se pueda acumular en los subsuelos por la perforación de la capa freática o por otras razones.
- En canales de tierra y rieras, en caso de que no tengan un uso habitual con flujo de agua, habrá que evitar vertidos incontrolados que comporten inundaciones artificiales y contaminación con materia orgánica.
- En campos abandonados o de siega, solares o arboledas con finalidad de explotación se ha de evitar la inundación accidental o voluntaria, y en todo caso que el agua se mantenga más de siete días, especialmente entre los meses de abril y noviembre.
- En balsas de riego hay que hacer un buen mantenimiento y, si éstas están en desuso y no se pueden vaciar, evitar la contaminación por materia orgánica.
- Los estanques y balsas naturales deben estar en condiciones que no supongan un foco de cría para estos mosquitos y por tanto hay que evitar los vertidos incontrolados de agua con fuerte carga de materia orgánica.

En municipios o pedanías rurales las zonas agrícolas y/o naturales cercanas pueden ser una importante fuente de mosquitos y la vigilancia y gestión de los mosquitos en estas zonas puede ser necesaria, especialmente cuando se produzcan actividades agrícolas que generan amplias zonas aptas como criaderos de mosquitos en la proximidad de los municipios (p.ej. cultivos que se riegan por inundación, como los arrozales) o las condiciones hidrográficas generan zonas inundadas periódicamente que favorecen la proliferación de mosquitos.

4.7.3. Medidas preventivas específicas en determinados espacios públicos

- Actuaciones en propiedades privadas: según La Ley 7/1985, de 2 de abril, Reguladora de las Bases del Régimen Local y la Ley 27/2013, de 27 de diciembre, de racionalización y sostenibilidad de la Administración Local, las entidades locales son las garantes de la salubridad en el municipio y por ello tienen la posibilidad de elaborar ordenanzas o normativas que establezcan las medidas necesarias para el control de mosquitos y señale las obligaciones de sus ciudadanos al respecto. Los ayuntamientos pueden establecer infracciones y sanciones al respecto. La existencia de una ordenanza



municipal de este tipo es un recurso jurídico que permite al ayuntamiento la posibilidad de actuar en zonas privadas cuando las acciones afectan a los espacios públicos. De este modo, si algún propietario está generando lugares de cría, que puedan afectar de forma inevitable a la vecindad, se verá obligado de forma legal a su control o eliminación. Del mismo modo, ante situaciones de alerta de salud pública, ante la refractariedad de un ciudadano a realizar actuaciones de control en su propiedad, se puede recurrir a la toma de medidas coercitivas según la Ley Orgánica 3/1986, de 14 de abril, de Medidas Especiales en Materia de Salud Pública.

- Cementerios: es necesario que todos los recipientes contenedores de flores y los objetos ornamentales no permitan la acumulación de agua ya que pueden albergar larvas de mosquitos especialmente de aedinos como *Ae. albopictus*. La solución más eficaz y definitiva es agujerear los recipientes para su drenaje. En general, no será un inconveniente práctico, puesto que la mayoría de las flores son actualmente sintéticas. De no ser posible, se puede mantener el líquido en los vasos, evitando que se forme la lámina de agua necesaria para los mosquitos. Esto se consigue añadiendo esponjas, fibras absorbentes o geles hidropónicos, o introduciendo arena o cualquier otro material inerte no flotante, que puede ponerse a disposición del público en contenedores específicos.
- Centros educativos y otros equipamientos: en los centros educativos es importante aplicar un plan de gestión por la variedad de posibles lugares de cría del mosquito tigre y *Cx. pipiens*, especialmente durante el cierre vacacional. En territorios donde esté establecido el mosquito tigre, la vuelta a clase en septiembre coincidirá con la época de mayor actividad del vector, que durante los dos meses de vacaciones habrá tenido oportunidad de producir densidades poblacionales muy elevadas. Elementos presentes en un patio como juguetes en los que se pueda acumular agua, se deberán mantener a cubierto y secos. Los neumáticos en particular son un residuo sujeto a reciclado y no deberían ser considerados como juguetes. Si no es posible eliminarlos, se deben perforar para que no acumulen agua. También deben revisarse estructuras de parques infantiles que presenten huecos o roturas en los que se pueda acumular el agua (toboganes, columpios, casetas). El caso de los huertos pedagógicos se tratará como los urbanos, como se describe en el apartado siguiente.
- Huertos, solares y fincas en desuso: hay que mantener estos espacios libres de posibles focos de cría de mosquitos, con especial atención a la basura, las herramientas de trabajo y los elementos de mobiliario abandonados. Las fincas desocupadas deben ser objeto de vigilancia y notificación municipal si se determina que contienen puntos de cría de mosquitos, porque afectarán negativamente al vecindario. En el caso (muy frecuente en huertos) de presencia de bidones y depósitos de agua, se deben mantener tapados herméticamente o cubiertos con tela de mosquitera. La mejor recomendación sería que el agua llegue a través de conducciones con llave de paso y sin que se produzca acúmulo de agua. Las ordenanzas municipales coercitivas pueden contribuir a solucionar situaciones en las que la colaboración ciudadana no es factible, bien por dejación o por negación expresa del propietario.
- Determinadas actividades comerciales e industriales: en los centros de jardinería, circuitos de karts y minimotos, clubs náuticos, instalaciones de hibernación de barcos, instalaciones agrícolas y ganaderas, que suelen contener importantes acumulaciones de



agua, es necesaria una vigilancia periódica de estos puntos de riesgo para evitar la proliferación de mosquitos. En estos ámbitos, la prevención debe incorporarse a los planes internos de gestión de plagas o seguridad e higiene de las empresas y pueden estar sujetos, al igual que los particulares, a la aplicación de ordenanzas municipales específicas.

- Centros donde se almacenan y/o manipulan neumáticos fuera de uso (NFU) y centros de reciclaje: los neumáticos usados se apilarán en columnas verticales, que deben estar a cubierto o cubrirse con lonas que no den lugar a acúmulos de agua. Además, hay que garantizar una buena rotación de los neumáticos y priorizar la destrucción rápida de los NFU lo antes posible. Las instalaciones de destrucción se encuentran en ocasiones en localidades alejadas del almacén, por lo que habrá que tener en cuenta que el transporte de este material conlleva también el riesgo de dispersión de distintas especies de mosquitos. Esto es aún más importante para los neumáticos que tienen valor comercial, porque se suelen remitir a clientes muy distantes. Los alrededores de las zonas de almacenaje de neumáticos usados tienen que mantenerse libres de vegetación periférica, así como de objetos que puedan acumular agua. Estos lugares también deberían estar sujetos a la aplicación de ordenanzas municipales.
- Circuitos de riego e imbornales: las tareas de mantenimiento y gestión de espacios públicos deben incluir los circuitos de riego para evitar que se formen acumulaciones en determinados espacios. Del mismo modo, hay que evitar que los imbornales se puedan convertir en focos de proliferación de mosquitos. La función de estas estructuras, sin embargo, es la de capturar y retener la suciedad para que no pase al colector, lo que consiguen mediante un sifón y por decantación en un depósito de agua. Este diseño hace prácticamente imposible la eliminación del agua de los imbornales y por lo tanto probablemente será necesario intervenir en ellos aplicando larvicidas. Debido a su elevado número, con toda seguridad éste es el ámbito más problemático en área pública de competencia municipal. Es frecuente la combinación de ambos problemas, cuando el exceso de riego de jardines provoca un llenado constante de imbornales próximos. En los imbornales directos, que no poseen sifón y desaguan directamente al colector es posible modificar la estructura para impedir la cría de los mosquitos (27).
- Masas de agua en parques y jardines: las tareas de mantenimiento de lagos, estanques, fuentes o masas de agua de parques y jardines deben procurar no dejar las instalaciones sin recirculación de agua o con unos niveles que permitan el establecimiento de mosquitos. Sin embargo, las grandes masas permanentes de agua, que estén relativamente naturalizadas con presencia de depredadores no albergarán poblaciones larvianas de mosquitos. Puede estudiarse la introducción de peces depredadores autóctonos. Hay que descartar totalmente los peces del género *Gambusia*, introducidos desde América a principios del siglo XX para el control del paludismo porque están incluidos en el catálogo de especies invasoras y, por lo tanto, su comercialización, tenencia o manejo están estrictamente prohibidas. El uso de carpines dorados (*Carassius auratus*) es eficaz en hábitats artificiales, pero nada recomendable en los naturales porque sólo consumen larvas los ejemplares jóvenes, mientras que los ejemplares grandes no lo hacen, produciendo una eutrofización de las aguas y depredando, además, a los anfibios.



4.7.4. Recomendaciones de diseño para elementos urbanos públicos

Además de las medidas preventivas descritas, es importante, siempre que sea posible, incorporar en las fases de planificación y de diseño de elementos urbanísticos una serie de criterios y recomendaciones generales para minimizar la existencia de puntos de cría. Las recomendaciones principales para las estructuras más problemáticas son:

- Cámaras sanitarias: son espacios cerrados y no practicables contruidos por excavación parcial debajo de la planta baja de los edificios. Pueden ser susceptibles de inundación (por aguas freáticas, por rupturas en las conducciones de agua o por fugas de aguas residuales) y pueden suponer un importante foco de cría, especialmente de *Cx. pipiens*. El diseño de los edificios debería priorizar otras configuraciones y poseer una correcta impermeabilización y en caso de ser imposible, habrá que neutralizar la posibilidad de que estos espacios actúen como focos de cría, rellenando unos pocos centímetros de estos espacios con gravas u otros áridos.
- Imbornales de calles, pozos de arenas o decantadores: constituyen importantes elementos de riesgo para la cría de los mosquitos, ya que suelen contener agua y son elementos situados muy cerca de las viviendas. Las soluciones de diseño se deben basar en la existencia de sistemas de decantación que impliquen la menor acumulación de agua posible y un mantenimiento adecuado de las pendientes de los colectores subterráneos para evitar estancamientos de agua. Existen configuraciones de imbornales dotados de válvulas antirretorno que permiten aislar el agua del exterior, siendo eficaces para el control vectorial.
- Estanques decorativos y fuentes: se deben diseñar de modo que se eviten las pendientes suaves en los bordes, con un perfil del fondo en forma de embudo con un orificio de desagüe central. Se debe evitar, además, la construcción de canales periféricos a la lámina de agua, cuyo diseño debe garantizar una buena recirculación del agua, para impedir el establecimiento y la proliferación de mosquitos. Las fuentes públicas se deben diseñar de forma que se eviten acumulaciones estáticas de agua, y que sea imposible la obstrucción del desagüe.
- Obras públicas en ejecución: pueden constituir una actividad de riesgo en lo que concierne a los mosquitos, a causa del volumen de agua que se acumula en bidones en el exterior, durante largos periodos de tiempo. En estos casos se recomienda incluir en los permisos de obras la exigencia de recirculación rápida de las aguas o de retirada de los recipientes con agua en el caso de cese de las obras. También hay que evitar la existencia de fosos que se puedan inundar de agua (por ejemplo, en las bases de las grúas de carga). Además, en cualquier obra en la vía pública que incluya barreras plásticas rellenables (del tipo *New Jersey*), hay que asegurarse de que estas balizas sean completamente estancas y si se hallan vacías, obturar los orificios que permitan la entrada de agua.
- Los canalones de recogida de aguas pluviales, en los tejados de los edificios, y las arquetas situadas a su pie, se deben diseñar de forma que las pendientes sean adecuadas y eviten la acumulación de material que pueda provocar atascos.



- Los depósitos subterráneos para aguas de lluvia o de otro tipo, como los que suelen encontrarse en campos deportivos con césped artificial, deben mantener unas condiciones adecuadas de estanqueidad y sifonado, debiendo protegerse los orificios de ventilación mediante malla mosquitera.
- Las arquetas de registro de aguas y las bocas de riego pueden ser problemáticas en caso de que se produzcan acumulaciones de agua en ellas. Por eso hay que utilizar grifos y elementos que eviten goteos o fugas. Las arquetas deben tener orificios de desagüe hacia el sustrato inferior y/o una tapa metálica sin orificios que ajuste bien, para que los mosquitos no puedan penetrar en ellas.
- Los sistemas de riego automático sean por aspersión o por goteo, deben tener en cuenta los recorridos de evacuación de las escorrentías y los elementos urbanos próximos donde podrían acumularse. Es habitual en imbornales de jardines, o su periferia, que se produzca un llenado continuo por el exceso de riego. Esta situación origina dos problemas, una fuente de agua constante para la cría y un lavado de los larvicidas que se puedan estar utilizando.
- En piscinas públicas, vestuarios y otros lugares con uso de agua, se deberán dotar de imbornales y rejillas de evacuación. Los pequeños desagües circulares habituales en muchas piscinas y áreas comunitarias de los edificios pueden ser también problemáticos y hay que controlarlos adecuadamente.
- Los elementos vegetales en edificios públicos se deben situar en jardineras o contenedores adecuados. Hay que tener en cuenta que las hidrojardineras que disponen de depósitos internos de agua pueden ser un punto de riesgo si comunican directamente con el exterior.
- Los sistemas de acondicionamiento del aire de los edificios se deben diseñar de modo que el agua de condensación se recoja y se canalice de forma adecuada, evitándose la presencia de cubos en el exterior.
- Las papeleras de la vía pública no deben retener agua, por lo que hay que utilizar modelos que presenten orificios en su base.
- En el arbolado público se sugiere evitar las especies arbóreas con mayor tendencia a generar agujeros en el tronco, siendo por ejemplo el plátano de paseo (*Platanus hybrida* xx *orientalis*), las moreras (*Morus* spp.) y ciertas especies tropicales de crecimiento muy rápido como el cinamomo (*Melia azedarach*) muy propensas a ello. Estas oquedades en los troncos se llenan con agua de lluvia y provocan problemas importantes y difíciles de diagnosticar. Las soluciones curativas pasan, en este caso, por la adopción de estrategias de poda adecuadas, que no generen grandes cicatrices, cirugía arbórea que perfore canales de drenaje de la oquedad (a través del tronco al exterior), así como el rellenado de oquedades con sustratos inertes, cuando sea posible.

4.7.5. Programas educativos e informativos

La educación e información tienen como objetivo sensibilizar a la ciudadanía sobre la problemática de los mosquitos y, en especial, motivar la participación social para realizar actividades preventivas en sus propios domicilios. Un programa básico y necesario se basa en la producción de folletos informativos que se reparten entre los habitantes de una zona. Sin



embargo, si el objetivo es incentivar todavía más a la población en determinadas medidas de prevención, el programa básico debe completarse con actuaciones específicas diseñadas por expertos en comunicación social y/o científicos sociales. Es necesario conseguir cambios de hábitos arraigados, como es el mantenimiento de recipientes con agua en el exterior, que contribuyen a la proliferación de mosquitos. La comunicación bidireccional con los ciudadanos en cuanto a esta problemática y la demostración de que las medidas de prevención son efectivas, es fundamental.

Algunas de las herramientas más habituales que se emplean en las campañas de sensibilización de los ciudadanos son:

- Talleres escolares infantiles: método educativo de gran proyección y efectividad. Existen precedentes en Italia y en España de proyectos educativos que, tras presentar el problema, entregan a los alumnos kits de muestreo y les incentivan a buscar larvas en sus propios domicilios, lo que constituye un elemento de educación en todo el núcleo familiar (28–31).
- Acciones informativas: charlas informativas en las que los ciudadanos puedan expresar sus preocupaciones en cuanto a la problemática causada por los mosquitos y en las que también se les informa e insta a la participación en las medidas de prevención. Es importante que haya una figura responsable a la que los ciudadanos puedan acudir y/o contactar en caso de necesidad. Son eficaces las campañas puerta por puerta que combinan la inspección, la información y la educación, dentro de un programa que las integra con las visitas a demanda (32).
- Acciones formativas a colectivos: algunos colectivos como profesionales de la salud, policías locales o jardineros, entre otros, tienen especial relevancia, bien como gestores del medio en el que se desarrollan los mosquitos (p.e.: jardineros) o por la recepción de quejas y/o casos clínicos (p.e.: farmacias, personal sanitario, policías, etc.). Puede ser importante lograr la implicación de personas emergentes entre la ciudadanía, que posean liderazgo e influencia social (líderes de opinión), ya que en la credibilidad del emisor reside el éxito del mensaje.
- Plataformas de ciencia ciudadana y redes sociales: las plataformas de ciencia ciudadana suponen un punto de unión entre científicos y ciudadanos que permite que estos últimos se impliquen, generando datos que revierten en la propia ciudadanía y contribuyendo a un mejor conocimiento de la presencia de mosquitos, mejorándose las acciones de prevención y control. Esta actividad, planteada básicamente como un juego, permite además una comunicación directa y continua entre científicos y ciudadanos, lo que contribuye a la información, educación e implicación de la población.
Por otro lado, las redes sociales mantenidas a nivel municipal también contribuyen a informar sobre las acciones llevadas a cabo y son una vía de comunicación rápida y pública de las preocupaciones de los ciudadanos.

4.8. Medidas de control

En el caso de los mosquitos, las medidas preventivas constituyen el método más sostenible y deben realizarse siempre en primer lugar. Cuando esta resulte insuficiente o imposible, deben utilizarse las herramientas de control que se describen en este apartado. La realidad muestra



que, en el actual contexto de la emergencia y reemergencia de enfermedades transmitidas por vectores, el control de vectores es de crucial importancia en un país cálido como el nuestro.

Las larvas son el objetivo preferente de toda actividad preventiva y de control y son muy vulnerables al estar bien localizadas, confinadas en pequeñas masas de agua. Los tratamientos larvarios, son siempre los más efectivos ya que impiden que se alcancen elevadas poblaciones de adultos sobre los que es muy difícil de actuar de manera correcta. Para ello se recomienda establecer a nivel local una cartografía detallada de todos los posibles focos de cría potenciales de cada una de las especies vectores. Esto es especialmente importante en el caso de canales de riego y desagüe, zonas inundables, humedales, campos agrícolas inundables y arrozales. Además, se identificarán aquellos focos de cría antropogénicos típicos de zonas urbanas y periurbanas como son objetos con agua acumulada y especialmente imbornales situados en huertos, urbanizaciones y casco urbano. Así y todo, gran parte de los focos de cría de zonas urbanas será difícilmente localizable al hallarse en propiedades privadas o ser de imposible identificación. Deberá de llevarse a cabo un tratamiento continuado de cada uno de los focos detectados de manera que el desarrollo larvario no dé nunca lugar a la aparición de pupas y por tanto eventualmente adultos que escaparían al efecto del tratamiento. Para cada zona tratada deberá de llevarse un seguimiento detallado y repetido en cada tratamiento. En cada zona deberá de tenerse en cuenta el tipo de hábitat de cría y por ejemplo en los arrozales deberá de conocerse el momento en que se inundan los mismos o se producen actuaciones que afecten a las poblaciones larvarias.

En el caso de los adultos, su control es mucho más complejo al desplazarse entre diferentes hábitats debido a su capacidad de vuelo. A pesar de sus inconvenientes, los adulticidas, en el caso de ser aplicados de manera correcta en zonas determinadas y nunca de manera general, son la única herramienta que proporciona una reducción inmediata de la densidad del vector. Esto es imprescindible en casos de emergencia, bien sea para proteger lugares sensibles donde excepcionalmente existan densidades extraordinariamente elevadas de mosquitos que producen picaduras a los ciudadanos, o en situaciones de riesgo vectorial cuando existe la posibilidad de circulación del patógeno entre los mosquitos de la zona. Además, hay que tener en cuenta que existen importantes restricciones para el uso de los adulticidas, que requerirían en ocasiones permisos especiales, por lo que es imprescindible que los profesionales que los aplican cuenten con la capacitación adecuada y sean conocedores de las condiciones de aprobación de los biocidas antes de iniciar un tratamiento adulticida.

4.8.1. Control físico

El control físico o medioambiental, también llamado mecánico, tiene como objetivo modificar el entorno para obstaculizar o impedir el desarrollo del mosquito.

- Las medidas de prevención explicadas anteriormente pueden ser consideradas también como control físico o medioambiental, ya que con ellas no sólo se modifica el ambiente para eliminar los lugares de cría demostrados y/o potenciales de una zona, sino que también se destruyen las larvas presentes.
- Sustancias formuladas a base de polidimetilsiloxano, un polímero siliconado. Se aplica, sin diluir, sobre la superficie del agua y forma una capa monomolecular que altera la



tensión superficial del líquido. Como consecuencia, las fases acuáticas, es decir las larvas y pupas que necesitan respirar oxígeno atmosférico a través de la superficie del agua ya no pueden hacerlo y se asfixian. Adicionalmente, aquellas hembras que se posean en el agua al poner los huevos se hundirán y también se ahogarán. La eficacia de este producto alcanza varias semanas y se utiliza a dosis muy bajas. Existen formulaciones muy prácticas de monodosis en cápsula soluble que cubren medio metro cuadrado por unidad. Es importante seguir las instrucciones ya que su disolución depende de la temperatura del agua, si es menor a 25°C las cápsulas deben ser pinchadas. Estos productos, por regulación legal, no son biocidas y por tanto son de libre adquisición y aplicación por personal no especializado, sin más límite que las normativas sobre residuos. No se pueden aplicar en absoluto en zonas naturales o rurales puesto que afectan a otros organismos acuáticos que respiren en la interfase. Sin embargo, en los focos de cría típicamente urbanos y colonizados por mosquitos, en general no se encuentran otras especies acuáticas y su efecto no tiene mayor impacto. Así y todo, recordemos que el mensaje a transmitir siempre será la eliminación del contenedor como solución definitiva, antes que tratarlo, lo que representa un coste permanente.

4.8.2. Control biológico

El control biológico en su acepción clásica utiliza organismos depredadores, parasitoides y/o entomopatógenos para reducir la población de la plaga.

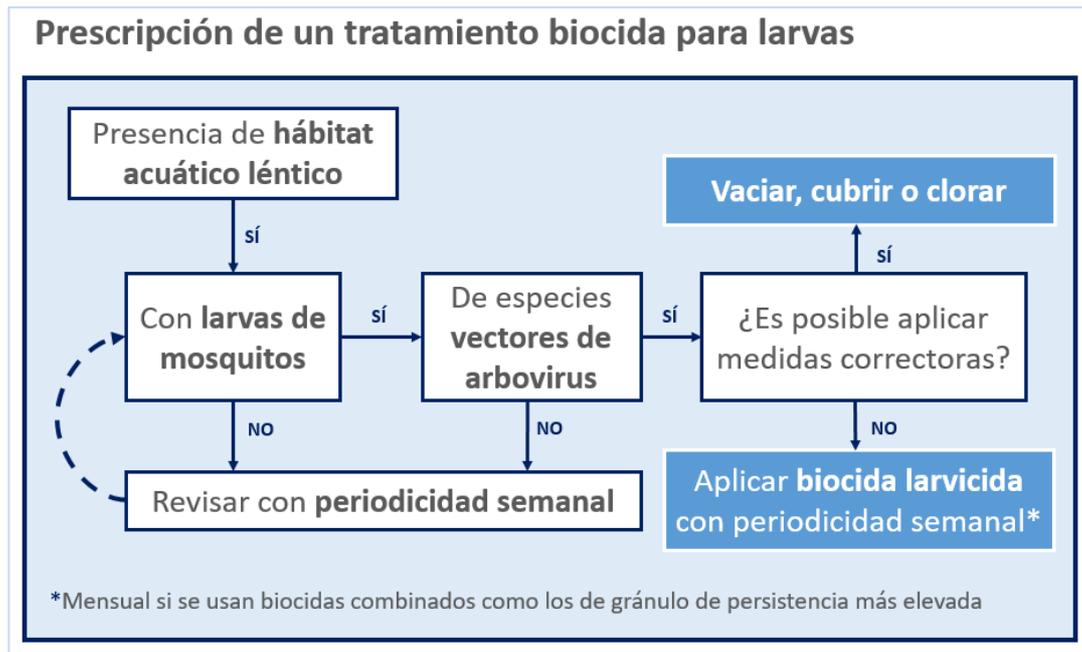
- Los murciélagos y algunas aves, reptiles y anfibios insectívoros pueden contribuir a la reducción de las poblaciones de mosquitos. Aunque los mosquitos pueden constituir un porcentaje muy bajo de su dieta, la cantidad de mosquitos consumidos puede llegar a ser considerable (33–35). Lo mismo sucede con otras especies de las que existen pocos datos sobre su labor de control biológico sobre las poblaciones de mosquitos, como sería el caso de la salamanquesa común (*Tarentola mauritanica*), las golondrinas, así como otros reptiles y anfibios. Son necesarios estudios que cuantifiquen el impacto real de estas especies sobre las poblaciones de mosquitos, pero pueden contribuir al control, complementados con otros métodos.
- Métodos biológicos basados en el control genético: se proponen mosquitos transgénicos, o portadores de bacterias simbiotas que producen incompatibilidad reproductiva (p.e.: *Wolbachia* spp.) y cepas de mosquitos resistentes a la infección por arbovirus. Estos recursos se hallan en fase experimental y, en algunos casos, existen serias dudas sobre la posibilidad de autorización operativa en un futuro, en el contexto de la legislación comunitaria sobre Organismos Modificados Genéticamente (OMG)⁴. En el caso de *Ae. albopictus* también se experimenta desde hace décadas, el control mediante la liberación de grandes cantidades de machos estériles. La técnica se ha probado en diversas zonas urbanas (p.e., Italia y Alemania) sugiriendo una importante reducción de las poblaciones de *Ae. albopictus*, pero no existen estudios en los que se

⁴ Los preceptos sobre organismos modificados genéticamente se establecen mediante la Ley 9/2003, de 25 de abril, por la que se establece el régimen jurídico de la utilización confinada, liberación voluntaria y comercialización de organismos modificados genéticamente, y en el Real Decreto 178/2004, de 30 de enero, por el que se aprueba el Reglamento General para el Desarrollo y Ejecución de la Ley 9/2003.



haya implementado la técnica a gran escala y en zonas no aisladas, donde pueda haber contacto con otras poblaciones, su éxito queda comprometido (36). Otra posibilidad es combinar ambas técnicas (incompatibilidad + esterilización) (37). Estos métodos no están aún disponibles comercialmente.

- Larvicidas bacterianos modernos están comercializados y registrados como biocidas. Constituyen una opción excelente para las campañas larvicidas que se realizan de forma organizada, allí donde no se puedan eliminar o modificar los focos de cría. Los disponibles en el mercado son toxinas de cultivos de esporas de bacilos esporulados, concretamente *Bacillus thuringiensis* var. *israelensis* (Bti), *Lysinibacillus sphaericus*, o una combinación de ambas. Actúan por lisis patogénica del epitelio digestivo de la larva después de su ingestión, activándose por el medio alcalino del sistema digestivo de las larvas. Por este motivo no son tóxicas para los vertebrados, cuyo medio digestivo es ácido. Sus ventajas principales son su especificidad, la nula persistencia en el medio, la muy baja inducción de resistencias, sin relevancia por el momento a nivel operacional, la seguridad para las personas (algunas formulaciones están incluso aceptadas por la OMS para uso en agua potable) y el hecho de ser bacterias de origen natural no modificadas genéticamente que se vienen utilizando desde hace más de 40 años con resultados óptimos. Su mayor inconveniente es la baja persistencia en el caso de las formulaciones puras de Bti. Existen formulaciones en gránulo, aplicables a focos de cría de pequeño tamaño como los de zonas urbanas, específicamente diseñadas y que además combinan ambas toxinas, que pueden proporcionar hasta 5 semanas de control residual. Estos productos son los que posibilitan campañas eficaces y seguras de control de imbornales en multitud de ciudades de Europa, como las que se implementan en la región del Baix Llobregat en Barcelona, donde se realizan unas 100.000 aplicaciones por temporada.
- Biocidas biorracionales: son sustancias de síntesis diseñadas para actuar sobre el ciclo metabólico de la larva, siendo por ello relativamente específicas y seguras para el medio y las personas. Pertenecerían a esta categoría los IGRs (de las siglas en inglés sobre Inhibidores del Crecimiento de los Insectos) que incluyen análogos de la hormona juvenil (juvenoides), como piriproxifeno y metopreno, o inhibidores de la síntesis de la quitina, como diflubenzurón. Muchas de estas materias activas, sin embargo, están perdiendo la homologación contra mosquitos a raíz de los cambios en los Registros y en las políticas europeas (ver más adelante enlaces a los principales registros).



Nota: Este cuadro-resumen es meramente orientativo y las actuaciones deberán valorarse para cada situación concreta.

4.8.3. Control químico adulticida

Nos referimos aquí a las aplicaciones de biocidas químicos contra los mosquitos adultos, es decir, las tradicionales fumigaciones de insecticidas en el sentido popular. La gran mayoría de materias activas biocidas registrados pertenecen a la clase de los piretroides. Se caracterizan por usarse a bajas dosis, proporcionando un gran efecto de abatimiento y una notable capacidad residual, en algunos casos. Son usados universalmente en los productos en aerosol para uso doméstico. Su toxicidad no es elevada para mamíferos (exceptuando los felinos), aunque tienden a presentar capacidad irritante; sin embargo, incluso a dosis muy bajas, son muy tóxicos para la fauna acuática y pueden serlo para muchos organismos terrestres que proveen de servicios ecosistémicos fundamentales, como es el caso de muchos insectos polinizadores. Además, se pueden acumular y transmitir en las cadenas tróficas, pudiendo afectar así a buena parte de sus integrantes. Por ello, sus aplicaciones en el medio público, a media o gran escala, implican una alta dificultad, y deben ser muy tecnificadas y selectivas para lograr la máxima eficacia posible, con el mínimo impacto en el medio urbano y en los organismos no diana del medio natural. Para garantizar la máxima eficacia, cada tratamiento debe adaptarse en función de las especies objetivo, la dinámica poblacional de la especie, el contexto geográfico y el balance entre el riesgo que se busca evitar y el riesgo tóxico que se asume. Sólo debe emplearse si es parte de un programa integrado de control. Carecen totalmente de sentido las antiguas campañas de fumigaciones masivas no planificadas.

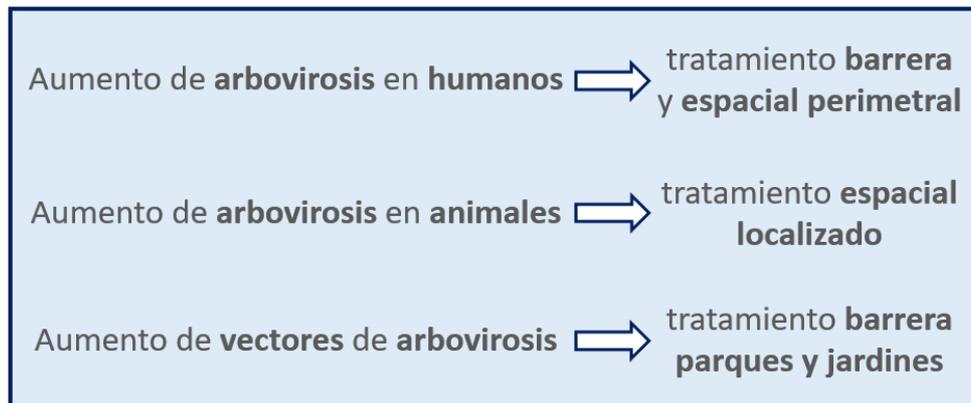
En la actualidad, el uso de adulticidas se considera como un último recurso y, de hecho, las políticas comunitarias parecen claramente orientadas a su supresión en un futuro nada lejano en exteriores. La limitación en el uso de los adulticidas también va encaminada a la reducción de posibles fenómenos de resistencias, ya observadas en España (38) que serían favorecidas en gran medida por su uso masivo y continuado. Estas resistencias deben ser objeto de un seguimiento más sistemático para optimizar la correcta elección del producto a utilizar en cada



caso, conservando la eficacia de las herramientas para cuando tengan que emplearse ante una emergencia de salud pública.

En todos los demás casos en que la prevención no fuera suficiente, se priorizarán los tratamientos larvicidas, que son inocuos, previsibles y más eficaces, y se esperará un corto tiempo a que la densidad de adultos picadores disminuya de forma acorde.

Prescripción de un tratamiento biocida para adultos



Nota: este cuadro-resumen es meramente orientativo y las actuaciones deberán valorarse para cada situación concreta.

4.8.4. Técnicas de aplicación

- En el control larvario las técnicas y sistemas de aplicación deberán de adaptarse a los hábitats de cría y por tanto se usarán desde dispensadores de gránulo para por ejemplo imbornales, hasta métodos aéreos como en el caso de tener que tratar arrozales. Se usarán mochilas de espalda para tratamientos a pie y sistemas de dispersión motorizados montados en vehículos para extensiones grandes pero accesibles como en el caso de canales. Estos sistemas serán principalmente de dispersión en espray para reducir la deriva por el viento de gotas de dispersión de tamaño más pequeño como pueden ser los aerosoles. El uso de nebulizadores o generadores de aerosoles quedarán restringidos a lugares donde sea imposible acceder con maquinaria que aplique espray y en los que el tamaño de gota, al ser menor permita un alcance mayor en distancia. Hay que tener en cuenta que cada uno de los productos comerciales tiene un periodo de eficacia propio y así algunos prácticamente no se mantienen en el medio pasadas 24h mientras que otros pueden ser eficaces hasta 4 – 5 semanas después de su aplicación. Todos los productos usados deben de estar aprobados para su uso y los biocidas deben de tener el correspondiente registro vigente, con la excepción ya citada de los polímeros de silicona que sin embargo debe evaluarse estrictamente desde el punto de vista medioambiental.
- En el control de los mosquitos adultos se pueden seguir dos métodos principales, que deberán planificarse según la situación y el efecto deseado: la impregnación residual de superficies (vegetación o paredes) o el tratamiento volumétrico de grandes áreas. En todos los casos, es importante que se hayan aplicado medidas preventivas y/o



actuaciones larvicidas con anterioridad como parte del plan de control, puesto que, en caso contrario, la recolonización será cuestión de días. Se trata de intervenciones de elevada tecnificación que deben ser realizadas por personal especializado bajo criterio técnico experto. Se considera en general que las aplicaciones residuales tienen mayor efectividad pues permiten la protección a medio plazo de una finca o un grupo de fincas, mientras que los tratamientos volumétricos de choque permiten esperar, si se realizan correctamente, una disminución importante e inmediata de la densidad de los mosquitos en un área amplia. Ambas estrategias suelen combinarse dependiendo de cada situación concreta, aunque los tratamientos volumétricos deberían reservarse para situaciones de riesgo epidemiológico.

- La impregnación de la vegetación usando un piretroide de alta persistencia en el tiempo, producirá un efecto barrera en toda la vegetación tratada. Esto puede hacerse, por ejemplo, en un seto periférico de una finca, impidiendo que los mosquitos exteriores puedan penetrar en ella, y eliminando progresivamente los que pueda haber en el interior; asumiendo, por supuesto, que los posibles focos de cría interiores se habrán detectado y eliminado. La vegetación tratada se convierte en una trampa para los mosquitos que se irán posando en ella a lo largo de semanas, gracias a la gran tendencia de la mayoría de los mosquitos a descansar en zonas verdes. Para evitar la selección de resistencias genéticas, deberán considerarse medidas de monitorización de las resistencias y para su prevención, como serían la rotación o discontinuación de materias activas.

Las pulverizaciones se generarán con gotas de tamaño medio a grueso, en spray, dirigiendo el pulverizado a la vegetación. El modo de empleo y las dosis de tratamientos se ajustarán a las recomendaciones establecidas por el fabricante o a las pautas que establezcan las autoridades competentes. Los plazos de seguridad deberán cumplirse según las especificaciones del biocida utilizado. Corresponderá a cada ayuntamiento adoptar las medidas de señalización e información que se consideren necesarias y suficientes para evitar el acceso de terceros durante la ejecución de los tratamientos, prolongándose dicha limitación hasta que finalice el plazo de seguridad.

Dado que las superficies a tratar suelen estar sometidas a riegos intensivos durante el verano, conviene que los servicios municipales dedicados al mantenimiento de jardinería restrinjan los riegos, y la siega o poda de la vegetación durante el día previo y posterior a la fecha de aplicación prevista.

- Aplicación volumétrica sobre grandes áreas: consiste en la producción mediante la maquinaria adecuada, de nubes de gotas muy pequeñas del biocida, en aerosol, que se lanzan a gran presión y velocidad y que serán letales para los insectos contra los cuales impacten. En este caso, no existe efecto residual, sino que sólo los mosquitos en movimiento del área tratada son alcanzados y abatidos de forma inmediata. Este tipo de aplicaciones se ha realizado tradicionalmente en parques, cementerios o la misma vía pública. Actualmente no se debe de proponer este tipo de tratamientos excepto en casos muy justificados por criterios técnicos ya que la nube dispersada no es controlable, actúa sólo sobre los individuos adultos en que impacta directamente y dispersa



una gran cantidad de insecticida al medio ambiente que quedará allá donde la nube acabe depositándose, a menudo muy lejos del lugar a tratar.

Según el tamaño de gota deseado y la maquinaria disponible, se pueden utilizar técnicas de bajo volumen, ultra bajo volumen o termo nebulización. Gran parte de la maquinaria existente permite alcanzar distancias de algunas decenas de metros; la aplicación debe hacerse con la atmósfera encalmada para evitar la deriva, que restaría su eficacia y pondría en riesgo zonas no planificadas. Por supuesto, la zona urbana tratada debe de hallarse controlada y libre de personas y, por los dos motivos anteriores, estas aplicaciones se han venido realizando en horario nocturno. Sin embargo, al ser una aplicación instantánea la mayor eficacia se obtiene realizándola en el momento de actividad de la especie diana lo cual requiere que, para controlar a *Ae. albopictus* se tendría que hacer de día, mientras que para especies del género *Culex* sería preferible tratamientos al anochecer. Ante las evidentes dificultades relacionadas con la presencia de personas pueden plantearse también aplicaciones nocturnas sobre puntos de descanso, aunque se asume que la eficacia será inferior para el control de *Ae. albopictus*.

Las aplicaciones volumétricas son adecuadas para grandes áreas usando desde la calle maquinaria montada sobre vehículos pesados, pero pueden ejecutarse de forma más focalizada, mediante aparatos manuales portátiles y de menor alcance, especialmente por termo nebulización, que permiten la aplicación finca por finca disminuyendo por tanto los riesgos de deriva.

Las aplicaciones se interrumpirán en el caso de que se produzcan lluvias o vientos fuertes de dirección variable.

4.8.5. Productos y toma de decisiones

En el proceso de elección de un biocida y de una estrategia de aplicaciones, la toma de decisiones es uno de los pasos más importantes y debe ser llevado a cabo por expertos cualificados. Dichas elecciones deben estar fundamentadas en criterios y procedimientos sólidamente establecidos, relacionados con el uso previsto del biocida. Como se ha expuesto con anterioridad, se basará en un proceso de obtención de datos biológicos y ambientales de calidad para poder tomar decisiones informadas que garantizarán que los productos y las aplicaciones tengan el cometido previsto y no causen efectos adversos inaceptables para las personas y el medio ambiente. Al considerar la necesidad de un biocida, hay que sopesar los beneficios en relación con los riesgos que representará su uso. Las preguntas más relevantes que se deben considerar son: si la plaga contra la cual el biocida será utilizado ha superado los umbrales que se consideran como tolerables y/o supone un riesgo constatado de transmisión de enfermedades; si están disponibles alternativas apropiadas (no químicas) o químicos menos tóxicos con buen rendimiento de costo/efectividad; si hay necesidad de su uso, en relación al manejo de la resistencia a biocidas; o si el uso del biocida es compatible con los enfoques de la gestión integral de vectores. En la elección del tipo de producto a utilizar, hay que priorizar el uso de los más específicos, selectivos y menos peligrosos para la salud de las personas y para el medio ambiente. La técnica de aplicación se decidirá siempre minimizando el riesgo de exposición de las personas. Con este fin, antes de aplicar un tratamiento con biocidas, el



responsable debe evaluar el riesgo, teniendo en cuenta todos los aspectos relacionados con el área objeto del tratamiento y la actividad que se desarrolla. Sobre la base de esta evaluación, es necesario determinar las medidas de precaución y de seguridad oportunas que es necesario adoptar antes, durante y después del tratamiento. En medio urbano, esto es especialmente relevante puesto que será necesaria la ausencia de personas en el momento de la aplicación, siendo obligatorio respetar un plazo de seguridad posterior que está definido para cada producto.

Los productos biocidas que se utilicen deben estar registrados de conformidad con la normativa europea (39), es decir, inscritos en el Registro de Biocidas del Ministerio de Sanidad (32), en el Registro Oficial de Plaguicidas no agrícolas, que se aplica durante el periodo transitorio antes de la aprobación por la normativa europea de las sustancias activas (41) o en el Registro de autorizaciones de la Unión gestionado por la ECHA (42).

Los biocidas deben utilizarse siguiendo estrictamente las indicaciones especificadas en su etiquetado, de acuerdo con las condiciones establecidas en las resoluciones de inscripción en los registros mencionados, entre las que se incluyen los usos y las aplicaciones autorizados, las medidas de precaución y seguridad a tener en cuenta y el plazo de seguridad, si procede.

El personal que aplica biocidas debe tener la capacitación necesaria para hacer esta tarea. Los productos autorizados para el uso por personal profesional especializado requieren que este personal cuente con la capacitación prevista en el *Real Decreto 830/2010, de 25 de junio, por el que se establece la normativa reguladora de la capacitación para realizar tratamientos con biocidas*. Por otra parte, no se requiere esta capacitación para aplicar los productos biocidas que están explícitamente autorizados para el uso por el público en general, los cuales se utilizan en el ámbito doméstico.

Consideraciones para la selección de un biocida y una formulación apropiada

- La eficacia biológica del biocida (incluyendo la actividad residual en su caso) contra la plaga objetivo o vector, teniendo en cuenta la fase del ciclo biológico del insecto que se quiere llegar a controlar.
- La susceptibilidad a los biocidas de las diferentes fases del ciclo biológico de la especie objetivo y su papel en la prevención y el manejo de la resistencia.
- Los riesgos para la salud humana y el medio ambiente.
- El estado de registro del producto.
- La existencia reconocida de recomendaciones para el uso previsto.
- La existencia de una capacidad adecuada para la entrega segura, la aplicación y gestión del ciclo de vida (por ejemplo, distribución, almacenamiento y eliminación).
- Las obligaciones derivadas de los convenios internacionales.
- El coste económico operacional.

Si las actuaciones de control las realiza una empresa o servicio a terceros o corporativo en el ámbito ambiental, éste debe estar inscrito en el Registro Oficial de Establecimientos y Servicios Biocidas (ROESB) de su respectiva Comunidad Autónoma de acuerdo a la Orden SCO/3269/2006,



de 13 de octubre, por la que se establecen las bases para la inscripción y el funcionamiento del Registro Oficial de Establecimientos y Servicios Biocidas.

4.9. Aspectos operativos

- Protección de datos: el trabajo multidisciplinario implica compartir información personal de personas afectadas que es sensible y es por ello necesario el estricto cumplimiento de la Ley Orgánica 3/2018 de Protección de Datos Personales, que modifica la Ley 41/2002 sobre documentación clínica. Se entenderá que los entomólogos y expertos, cuando se trate de personal al servicio de las administraciones públicas, estarán asimilados a los profesionales sanitarios que acceden a estos datos, con sujeción a sus mismas condiciones legales.
- Control de calidad: Cualquier acción de control de la población de mosquitos en los escenarios propuestos es recomendable que vaya acompañada de un control de calidad, en la que, mediante el muestreo de las poblaciones, larvarias o adultas, y la evaluación de los procedimientos realizados, se determine la eficacia de las medidas de control adoptadas. Dicha evaluación permitirá reprogramar la naturaleza, periodicidad y recursos asignados a las acciones de control.
- Prevención de riesgos laborales: en los lugares de trabajo en los que pueda producirse la exposición a vectores o contacto con biocidas, se aplicarán las medidas de prevención de riesgos laborales.
 - Cuando haya circulación de vectores cualquier toma de decisión sobre las medidas preventivas a adoptar en cada empresa deberá basarse en información recabada mediante la evaluación del riesgo de exposición, que se realizará siempre en el marco legal de la prevención de riesgos laborales. En este proceso, se consultará a los trabajadores y se considerarán sus propuestas. Se recomendará activamente el uso de las medidas de protección individual siguiendo las indicaciones que se describen en este Plan.
 - La información y la formación a los trabajadores son fundamentales, así como la gestión física del medio. Las medidas de limpieza y desinfección de los lugares de trabajo y equipos de trabajo, son medidas preventivas importantes.
 - En cuanto al trabajo en animalarios con mosquitos infectados, el diseño y la construcción del recinto deben impedir su escape al exterior. Además, la caja o contenedor primario de los mosquitos debe impedir, en la medida de lo posible, la exposición del trabajador.
 - Por lo que se refiere al personal profesional que aplica biocidas y su protección frente al conjunto de los riesgos que implica, será de aplicación la *Guía técnica para la evaluación y prevención de los riesgos relacionados con los agentes químicos presentes en los lugares de trabajo 2022* del Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo (INSST)(43), y la *Protocolización de la vigilancia sanitaria específica de las personas con riesgo de exposición laboral a productos químicos (44)*, en particular, los biocidas, elaborada en el seno de la Ponencia de Salud Laboral de la Comisión de Salud Pública.



4.10. Escenarios de riesgo para las enfermedades transmitidas por *Ae. albopictus*

Con la finalidad de definir los objetivos y actividades de salud pública para el control de las enfermedades transmitidas por *Ae. albopictus*, se detallan una serie de escenarios en los que se tienen en cuenta la presencia de los vectores, así como la aparición y/o circulación de casos de arbovirosis importados y/o autóctonos. El riesgo de cada escenario es estacional: mayor en la época de actividad del vector y se reduce el resto del año.

El nivel territorial al que se aplicarán estos escenarios puede ser el municipio, la provincia, la comunidad autónoma o zonas geográficas seleccionadas, consideradas de mayor riesgo, no necesariamente coincidentes con los límites administrativos. Se tendrá en cuenta siempre que el riesgo será mayor si los hallazgos positivos de la vigilancia se sitúan en zonas urbanas y suburbanas donde se concentran tanto la población humana como los focos de cría del vector. Los mapas de riesgo deberán pues elaborarse teniendo en cuenta los factores facilitadores del establecimiento del mosquito y de la transmisión del virus en el territorio.

Escenarios de riesgo para enfermedades transmitidas por *Ae. albopictus**

Escenario 0: *Aedes albopictus* no identificado.

0a: se realiza vigilancia entomológica periódica en zonas óptimas para la presencia de la especie y no se ha constatado su presencia.

0b: no se realiza vigilancia entomológica y no existen datos previos sobre la presencia de la especie en la zona de interés.

0c: existen municipios colindantes a la zona de interés que tienen poblaciones de la especie establecidas.

Escenario 1: detección reciente y puntual de *Aedes albopictus*.

No se considera todavía establecido en esa área.

Escenario 2: *Aedes albopictus* establecido.

2a: no se han detectado casos autóctonos. Pueden detectarse casos importados, ante los que se establecerán recomendaciones basadas en la situación de viremia de los casos.

2b: detección de un caso autóctono de enfermedad transmitida por este vector, o de una o varias agrupaciones de casos

2c: transmisión epidémica en un área. Amplia distribución de casos humanos no vinculados a agrupaciones, sin vínculo geográfico ni temporal entre ellos.

*El posicionamiento dentro de un determinado escenario deberá ser evaluado periódicamente. Si la situación de riesgo revierte y se mantiene ausente durante tres años, se podrá pasar a un escenario anterior.

Cada uno de los escenarios pretende mostrar una situación en la que deberán implementarse un mínimo de actuaciones por parte de cada elemento clave, sin perjuicio de poder realizar más actuaciones de las que se proponen.

En el Escenario 0, no se ha identificado *Ae. albopictus*, contemplándose tres subescenarios en función de la mayor a menor seguridad en cuanto a la no presencia del vector. El objetivo en este escenario sería alcanzar el subescenario 0a en el que, aun realizando vigilancia entomológica periódica en zonas óptimas para la presencia de la especie, no se ha constatado



su presencia. Las actividades en este escenario estarán dirigidas a vigilar la ausencia de vector y a la preparación ante posibles cambios de condiciones climáticas que puedan propiciar una posible introducción del vector.

En un escenario 1, *Ae. albopictus* se ha introducido en el territorio o bien se ha detectado por primera vez sin que realmente se conozca si se encuentra establecido o no. En este escenario se deben mantener y reforzar los objetivos y actividades propuestas para el escenario 0 y, además, sería importante realizar y difundir evaluaciones del riesgo de establecimiento del vector, teniendo en cuenta las condiciones del territorio, con recomendaciones de medidas de control ajustadas a las situaciones cambiantes.

En el escenario 2, *Ae. albopictus* se encuentra establecido en el territorio. Este escenario se subdivide en tres subescenarios en función de la presencia o ausencia de circulación de los virus que provocan las enfermedades asociadas. En un escenario de ausencia de circulación viral (2a), la actividad más importante es evitar la introducción del virus en los mosquitos locales. Para ello, se debe reforzar la vigilancia entomológica y epidemiológica para poder tomar medidas de forma inmediata ante cualquier indicio de introducción. La detección de casos importados en viajeros en su periodo virémico es de gran relevancia, puesto que es en ellos donde se puede realizar una actuación precoz y decisiva para evitar la transmisión del virus a los mosquitos locales. Dado que en un alto porcentaje estas enfermedades cursan de manera asintomática, sería deseable que los viajeros se protegieran durante las dos semanas tras el regreso (7 días de periodo de incubación + 7 días de viremia) en las que sería más probable desarrollar la viremia, aunque lo más importante es transmitir el mensaje de que eviten las picaduras de mosquito en caso de presentar síntomas de enfermedad. El paso a un escenario 2b con detección de casos autóctonos requiere también de actuaciones enérgicas, para determinar la extensión de la circulación del virus y poder acotar de forma oportuna una posible introducción puntual aún no generalizada. El fracaso de estos intentos llevaría a un escenario 2c, en el que habría que asumir una situación de endemidad, en la que podríamos esperar oscilaciones epidémicas, sin posibilidad de erradicación de los virus ni de los vectores, y en la que deberíamos intentar mantener las poblaciones de mosquitos en un nivel lo más bajas posible.

Componentes para la prevención, vigilancia y control de la fiebre del Nilo Occidental

Coordinación

Salud humana

Sanidad animal

Gestión Integrada del Vector

Comunicación



4.11. Objetivos y actividades por escenarios de la Gestión integrada del vector respecto a las enfermedades transmitidas por *Ae. albopictus*

4.11.1. Objetivos de gestión integrada del vector

- OGIV1. Conocer la presencia o ausencia del vector en un área geográfica y detectar precozmente la entrada de *Ae. Albopictus*, y de nuevas especies invasoras, como podría ser el caso de *Ae. aegypti*.
- OGIV2. Conocer, en cada nivel, el riesgo y los factores facilitadores del establecimiento del mosquito y de la transmisión del virus en su territorio.
- OGIV3. Conocer los principales parámetros entomológicos en cada zona climática en donde el vector haya sido identificado.
- OGIV4. Contribuir a prevenir, controlar o eliminar el vector de forma eficiente.
- OGIV5. Disponer de un programa de gestión integrada de mosquitos adaptado a cada territorio.
- OGIV6. Conocer las resistencias a los biocidas utilizados en el control vectorial.
- OGIV7. Eliminar o, en su defecto, mantener la población de *Ae. albopictus* a un nivel bajo para retrasar al máximo la dispersión del vector a zonas libres de su presencia y para reducir el riesgo de transmisión de enfermedades transmitidas por *Aedes*.

4.11.2. Responsables de gestión integrada del vector

La competencia de la gestión integrada del vector, cuando se trata de vectores de enfermedades con impacto en salud pública, debe ser compartida entre el nivel autonómico y local. La coordinación corresponde al nivel autonómico, el cual debería garantizar las actividades que se describen a continuación, que, por otra parte, pueden ser gestionadas por las administraciones locales, en virtud de los acuerdos que se establezcan con ellas.

Por tanto, los responsables de la gestión integrada del vector son los servicios o unidades de salud ambiental de las CC. AA., junto con los servicios o unidades de Medio Ambiente, la administración local y otros agentes implicados, tanto del sector público como privado.

4.11.3. Actividades de la gestión integrada del vector por escenarios

Las actividades descritas se irán reforzando según se vaya progresando en los escenarios. Las personas o entidades encargadas de realizar cada una de estas actividades serán designadas por los responsables de la gestión integrada del vector, tal y como se describe en el punto 11.3.2.

Escenarios		Actividades
Escenario 0	0a	AGIV1. Definir criterios medioambientales y climáticos para identificar las áreas idóneas para el establecimiento del vector.



	Ob	AGIV2. Identificar los lugares más frecuentes de cría de mosquitos.
	Oc	<p>AGIV3. Elaborar, en cada nivel, un mapa de riesgo y los factores facilitadores del establecimiento del mosquito y de la transmisión del virus en su territorio.</p> <p>AGIV4. Realizar muestreos en periodos de actividad del mosquito para identificar la presencia del vector en zonas donde previamente no había sido detectado.</p> <p>AGIV5. Vigilar puntos de entrada (puertos y aeropuertos).</p> <p>AGIV6. Elaborar mapas actualizados de presencia y ausencia del vector, con desagregación adecuada para cada nivel (estatal, autonómico, provincial o municipal).</p> <p>AGIV7. Realizar informes periódicos de resultados para integrarlos en el sistema de vigilancia, además de comunicar de forma inmediata aquellas situaciones que puedan suponer una alerta de salud pública.</p> <p>AGIV8. Incluir los parámetros de ciencia ciudadana (aumento de avisos por picaduras, nuevas detecciones de <i>Aedes</i>, etc.) para realizar estudios entomológicos y detectar alertas.</p>
Escenario 1		<p>Reforzar las actividades del escenario 0 y, además:</p> <p>AGIV9. Elaborar un programa de gestión integrada de mosquitos adaptado a cada nivel, en el que se incluyan todos los sectores implicados y se tengan en cuenta los requerimientos ambientales, con objetivos y métodos que permitan mantener permanentemente la población de mosquitos en un nivel de mínima presencia o menor abundancia posible, y retrasar al máximo la dispersión del vector a zonas libres de su presencia.</p> <p>AGIV10. Realizar muestreos específicos y revisar los parámetros entomológicos necesarios para apoyar la adopción de medidas de prevención y control vectorial.</p> <p>AGIV11. Verificar la efectividad de las acciones de control vectorial.</p>
Escenario 2	2a	Reforzar las actividades del escenario 0 y 1, además:
	2b	AGIV12. Realizar detección de virus patógenos en vectores presentes en el territorio.
	2c	<p>AGIV13. Programar la periodicidad y los recursos para realizar las acciones de prevención y control.</p> <p>AGIV16. Llevar a cabo inspecciones entomológicas y actuaciones de control vectorial con un radio de acción alrededor del punto de detección de un caso importado o autóctono de dengue, zika, chikungunya, fiebre amarilla o ante un mosquito positivo.</p> <p>AGIV15. Verificar la disminución del riesgo de transmisión local mediante indicadores.</p>



4.12. Escenarios de riesgo de la fiebre del Nilo Occidental

Escenarios de riesgo para fiebre del Nilo Occidental*

Escenario 0: no se ha detectado históricamente presencia del virus del Nilo Occidental.

Escenario 1: presencia del virus del Nilo Occidental en equinos, aves o mosquitos.

1a: en temporadas anteriores (ni la previa ni la actual) y/o detección mediante estudios serológicos en humanos sin detección de casos humanos con infección activa.

1b: en la temporada previa o la actual.

Escenario 2: detección de casos humanos.

2a: detección de casos humanos sintomáticos en las temporadas previas (puede tener o no, además, la situación descrita en el escenario 1).

2b: detección de casos humanos con infección activa en la temporada actual (puede tener o no, además, la situación descrita en los escenarios 1 y 2a).

2c: áreas consideradas en situación de endemia (se detecta la presencia en aves, equinos y/o mosquitos, junto con casos humanos con infección activa de forma sostenida durante dos o más temporadas).

*El posicionamiento dentro de un determinado escenario deberá ser evaluado periódicamente. Si la situación de riesgo revierte y se mantiene ausente durante tres años, se podría pasar a un escenario anterior.

Los escenarios de riesgo se han construido en función de la presencia del VNO. Al contrario que en los escenarios de *Ae. albopictus*, no se contempla la presencia del vector, puesto que se considera ubicuo en toda la geografía. En el escenario 0 los objetivos y actividades deben estar muy centrados en la preparación y en confirmar la ausencia del VNO en el territorio, manteniendo la vigilancia pasiva de aves y equinos, así como de casos humanos. En el escenario 1 hay circulación documentada de VNO, lo que obligaría a reforzar las actividades contempladas en el escenario 0, incluyendo la vigilancia activa de animales. En este escenario sería más probable que se detectaran casos humanos sintomáticos, es decir, los que se presentan en el hospital con síntomas de meningoencefalitis, lo cual sería indicativo de una circulación intensa de virus o bien de la proximidad del ciclo silvestre a núcleos urbanos. Si así fuera, esto conduciría a un nuevo escenario, en el que habría que realizar actuaciones reforzadas de vigilancia, prevención y control. Finalmente, en una situación considerada de endemia, con áreas extensas en las que se detectan casos humanos en dos o más años sucesivos, habría que valorar implementar estrategias dirigidas a los lugares más afectados, en la temporada de mayor actividad del vector. En este contexto ha resultado muy útil la vigilancia entomológica con determinaciones de densidad de mosquito *Culex* y porcentaje de positividad de VNO, así como la vigilancia activa de los casos de meningoencefalitis víricas, entre otras estrategias. En cualquiera de los escenarios, evitar la transmisión de VNO a través de cualquier vía, incluyendo la transfusión o transplante de sustancias de origen humano, se considera otra piedra angular entre los objetivos para proteger la salud humana. El riesgo de cada escenario es estacional, mayor en la época de actividad del vector y se reduce el resto del año.



4.13. Objetivos y actividades de la Gestión Integrada del vector respecto a la fiebre del Nilo Occidental

4.13.1. Objetivos de la gestión integrada del vector

- OGIV1. Conocer la presencia o ausencia de las distintas especies vector en un área geográfica.
- OGIV2. Conocer en cada nivel, el riesgo y los factores facilitadores de la abundancia de los mosquitos *Culex* en su territorio.
- OGIV3. Disponer actualizado un Programa de Gestión Integrada de mosquitos adaptado a cada territorio.
- OGIV4. Conocer la circulación de VNO en mosquitos *Culex* en cada área geográfica y los factores que favorecen su transmisión a humanos.
- OGIV5. Conocer los principales parámetros entomológicos en cada zona climática en donde el vector haya sido identificado.
- OGIV6. Mantener controlado al vector de forma eficiente y con ello el riesgo de transmisión
- OGIV7. Evaluar la eficacia de las medidas de control del vector

4.13.2. Responsables de la gestión integrada del vector

- La competencia de la gestión integrada del vector, cuando se trata de vectores de enfermedades con impacto en salud pública debe ser compartida entre el nivel autonómico y local. La coordinación corresponde al nivel autonómico, el cual debería garantizar las actividades que se describen a continuación, que por otra parte pueden ser gestionadas por las administraciones locales, en virtud de los acuerdos que se establezcan con ellas.
- Por tanto, los responsables de la gestión integrada del vector, son los servicios o unidades de salud ambiental de las CC. AA. junto con los responsables de sanidad animal de las CC. AA., la administración local y con otros agentes implicados, tanto del sector público como privado.

4.13.3. Actividades de la gestión integrada del vector por escenarios

Las actividades descritas se irán reforzando según se vaya progresando en los escenarios. Las personas o entidades encargadas de realizar dichas actividades serán designadas por los responsables de la gestión integrada del vector del Plan, descritos en el punto 7.1.2.

Escenarios		Actividades
Escenario 0	0a	AGIV1. Definir criterios medioambientales y climáticos para identificar las áreas idóneas para la presencia y mayor abundancia del vector. AGIV2. Identificar los lugares más frecuentes de cría de mosquitos. AGIV3. Elaborar en cada nivel, un mapa de riesgo y los factores facilitadores de la abundancia del mosquito y de la transmisión del virus en su territorio.



		<p>AGIV4. Realizar muestreos en periodos de actividad del mosquito para identificar la abundancia del vector</p> <p>AGIV5. Realizar informes periódicos de resultados para integrarlos en el sistema de vigilancia, además de comunicar de forma inmediata aquellas situaciones que puedan suponer una alerta de salud pública.</p>
Escenario 1	1a	Reforzar las actividades del escenario 0 y, además:
	1b	<p>AGIV6. Considerar los parámetros de ciencia ciudadana (aumento de avisos por picaduras) para la valoración de realizar estudios entomológicos y permitir alertas automáticas.</p> <p>AGIV7. Valoración de actuaciones entomológicas específicas en torno a los lugares en los que se detecta transmisión</p> <p>AGIV8. Elaborar un Programa de Gestión Integrada de mosquitos adaptado a cada nivel, el que se incluya como mínimo: programación y periodicidad de controles, sectores implicados y sus competencias, objetivos y métodos para mantener la población de mosquitos en un nivel aceptable, valoración de la efectividad.</p> <p>AGIV9. Realizar inspecciones entomológicas y muestreos específicos para valorar determinados parámetros entomológicos</p> <p>AGIV10. Realizar detección de virus patógenos en vectores presentes en el territorio.</p>
Escenario 2	2a	Reforzar las actividades de los escenarios 0 y 1
	2b	
	2c	<p>Reforzar las actividades de los escenarios 0, 1, 2a y 2b y, además:</p> <p>AGIV11. Utilizar los parámetros entomológicos teniendo en cuenta las resistencias a biocidas para apoyar la adopción de medidas de prevención y control vectorial y verificar su efectividad.</p> <p>AGIV12. Verificar la disminución del riesgo de transmisión local mediante las acciones de control vectorial (reducción de la detección de casos animales y humanos y de avisos por picaduras)</p>



5. Garrapatas

5.1. Generalidades

Las garrapatas son artrópodos hematófagos obligados, relacionados con los arácnidos. No tienen parentesco filogenético con los insectos, por lo que su morfología, su ciclo vital, ecología y comportamiento son totalmente distintos de los que se pueden observar en mosquitos o flebotomos. Las garrapatas tienen el cuerpo aplanado o globoso (según el grado de alimentación), sin segmentos, y del que tan sólo sobresale en su parte anterior el aparato bucal y las patas, situadas lateralmente.

A lo largo de su vida pasan por cuatro estadios: huevo, larva (hexápoda, con seis patas), ninfa y adulto (octópodos, con ocho patas), con un marcado dimorfismo sexual.

El dorso de los machos presenta un escudo (un tegumento fuertemente esclerotizado) que le cubre completamente, raramente ingieren más allá de 0,1 ml de sangre ya que solamente necesitan completar la espermatogénesis. Por el contrario, en las larvas, ninfas y hembras el escudo es más corto cubriendo, a lo sumo, la mitad del dorso en tanto que en la parte posterior del cuerpo la cutícula es distensible. La razón es que necesitan ingerir mayores cantidades de sangre para continuar el ciclo, mudando al siguiente estadio en el caso de los inmaduros y haciendo la puesta, en la hembra.

Es importante indicar que, aunque se alimentan por periodos muy largos, sólo se produce una ingesta de sangre por estadio de desarrollo. Así, las larvas y ninfas se alimentan durante 3-5 días (dependiendo del estadio y la especie) en las que aumentan mucho de tamaño modificando su aspecto hasta parecer pequeños óvalos repletos de sangre, en el interior de los cuales se desarrolla el siguiente estadio de desarrollo (ninfa y adulto, respectivamente). Las hembras pueden ingerir hasta 10 ml de sangre en total, en unos 7 días, en un primer momento para madurar sus ovarios, y tras la cópula y caer al suelo, hacer una puesta de unos 3.000-8.000 huevos.

El éxito evolutivo de las garrapatas reside en su capacidad de adaptación a condiciones ambientales muy diferentes, por lo que, aunque tienen rasgos comunes, como los anteriormente expuestos, también presentan marcadas diferencias. Como ejemplo, *Ixodes uriae* es una especie parásita de aves pelágicas, que suelen anidar en zonas circumpolares, y que adapta sus ciclos de alimentación a los veranos boreales y australes, cuando las aves crían a sus pollos. En el extremo opuesto, *Hyalomma dromedarii*, es capaz de sobrevivir en el desierto con rangos climáticos muy amplios y una humedad relativa tan baja que es letal para la mayoría de otras especies de garrapatas.

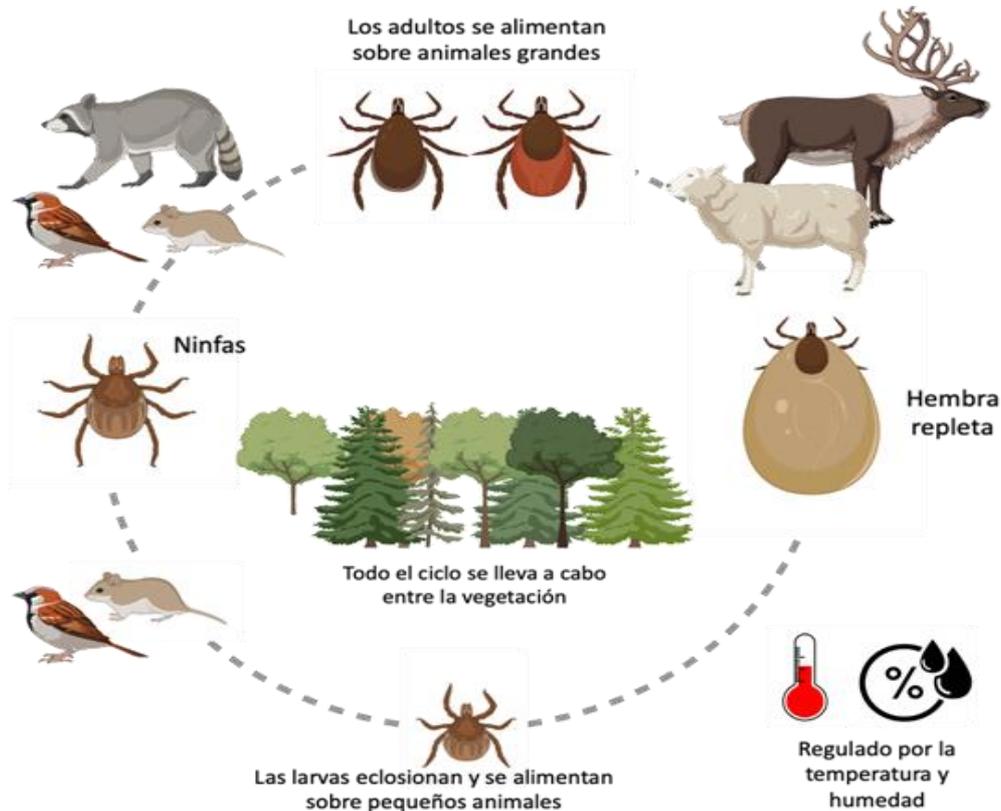
Todo ello condiciona que las garrapatas no compartan un ciclo vital común. Algunas viven condicionadas a hospedador concreto (*Rhipicephalus pusillus* y los conejos), en tanto que otras se alimentan sobre distintos hospedadores según el estadio de desarrollo.

No obstante, existen algunos aspectos que podríamos considerar generales en cuanto al ciclo de las garrapatas (Figura 3). Todo el ciclo se desarrolla entre la vegetación, excepto los periodos de alimentación, y está gobernado por la temperatura y la humedad relativa; la primera modifica la velocidad de desarrollo, y la segunda, la mortalidad. Los estadios adultos suelen alimentarse en



animales grandes (normalmente ungulados o carnívoros, domésticos o silvestres). Las larvas eclosionan de los huevos puestos por las hembras repletas de sangre, y tras alimentarse, mudar al estadio de ninfa y volver a alimentarse y mudar, vuelven a parecer los adultos. Este ciclo puede durar entre uno y cuatro años.

Figura 3. Esquema del ciclo vital generalizado de las garrapatas.



Fuente: elaboración propia (con imágenes de Biorender.app, con licencia)

Normalmente, los inmaduros se alimentan sobre hospedadores pequeños como roedores, lagomorfos, aves o incluso reptiles; en tanto que los adultos suelen alimentarse sobre mamíferos de mayor tamaño como carnívoros o ungulados (Figura 3). El hospedador puede tener importancia en el desplazamiento y distribución de las garrapatas y de las enfermedades que transmiten, como es el caso de las aves migratorias. Otro dato que considerar es que no todas las garrapatas tienen la misma afinidad por prenderse en los seres humanos, en lo que se ha dado en llamar “grado de antropofilia”, una medida subjetiva de la preferencia de una garrapata hacia los humanos, y que se deriva de la capacidad generalista o especialista de la garrapata. En el primer caso, la garrapata puede alimentarse sobre un amplio abanico de hospedadores; en el segundo, suele ser específica de algún grupo particular de vertebrados. En realidad, una garrapata especialista podría picar a los humanos si no existen hospedadores adecuados (45).

Algunas especies acceden como larva a un hospedador y sólo lo abandonan como hembra grávida (garrapatas de un hospedador), otras se alimentan como inmaduros en un hospedador, el estadio de ninfa alimentada cae al suelo y muda a adulto que tendrá que buscar un nuevo hospedador sobre el que alimentarse (garrapatas de dos hospedadores) y, finalmente, en otras, cada estadio de



desarrollo se alimenta sobre un hospedador distinto mudando siempre en el suelo. Lógicamente, el potencial como vector de enfermedades de cada una de las especies es diferente y debe ser tenido en cuenta para evaluar el riesgo y los posibles sistemas de control.

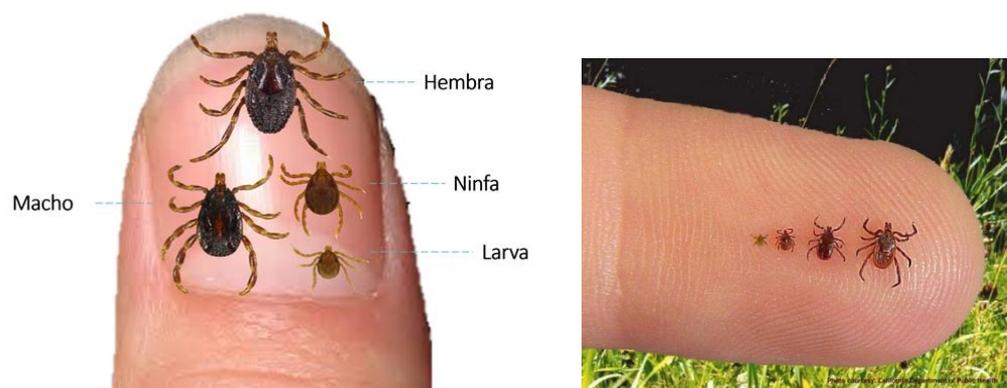
Hasta la fecha, se han identificado unas 900 especies de garrapatas, de las cuales, aproximadamente 40 están presentes en la Península Ibérica que, al ser un puente entre continentes, facilita la coexistencia en un territorio relativamente pequeño de especies tanto de Europa central, como del norte de África, así como algunas endémicas. Sólo algunas de ellas tienen interés en salud pública.

5.1.1 Identificación de garrapatas

La identificación de las garrapatas puede ser morfológica, centrada en el estudio de determinados caracteres. En algunos protocolos, la identificación puede confirmarse por métodos moleculares, basada en las secuencias únicas que las especies tienen entre ellas. Es necesario recalcar que en este texto solamente proponemos una identificación para los estadios adultos (machos y hembras) de las garrapatas. Los estadios inmaduros necesitan de un microscopio adecuado para su identificación, debido a su pequeño tamaño (Figura 4).

Las garrapatas son unos parásitos relativamente pequeños. En el caso de *Ixodes ricinus*, por ejemplo, (una de las garrapatas más pequeñas en España) incluso los ejemplares adultos son claramente más pequeños que la uña de un dedo. Sin embargo, los adultos de esta especie raramente pican a los humanos. De esta forma, cuando exploremos la posibilidad de picaduras sobre nuestro cuerpo, debemos de pensar en que se trata de especímenes diminutos, que pueden pasar desapercibidos en zonas de piel con pelo (Figura 4).

Figura 4. Tamaño de los diferentes estadios de *Hyalomma lusitanicum* (izquierda) y de *Ixodes scapularis* (derecha)



Fuente: Andrea Herrera (Universidad Complutense de Madrid) (*Hyalomma lusitanicum*), Departamento de Salud Pública de California (*Ixodes scapularis*).

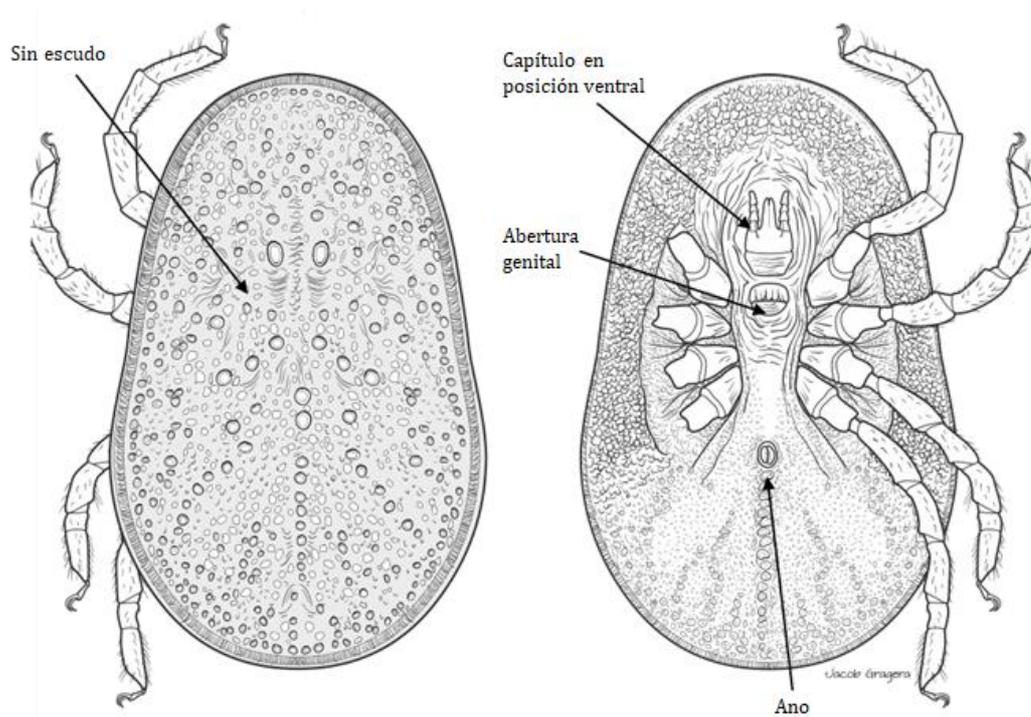
Entre los aspectos morfológicos de importancia para la identificación, es necesario conocer diversos detalles que permiten hacer las primeras divisiones. Así, existen dos familias, o grupos taxonómicos



principales. La familia Argasidae tiene un comportamiento nidícola (vive en el interior de nidos o de madrigueras) y tienen un contacto reducido con los humanos. La familia Ixodidae, sin embargo, está formada por especies que suelen vivir entre la vegetación, y que contribuyen a circular la mayoría de los patógenos que transmiten a la especie humana. Hemos intentado incluir en los esquemas que aparecen en las figuras 5 y 6 los detalles más importantes para distinguir ambas familias, como paso preliminar para una identificación.

Por lo que respecta a la familia Argasidae, los detalles más importantes para su separación de las especies en la familia Ixodidae, son la ausencia de escudo en el dorso, la presencia del capitulo (piezas de la boca) en la cara ventral, y la carencia completa de cualquier tipo de surcos o placas esclerotizadas en la porción ventral posterior, tras las patas (Figura 3). Los argásidos no tienen un dimorfismo sexual claro, por la ausencia de escudo dorsal.

Figura 5. Aspecto dorsal (izquierda) y ventral (derecha) de un adulto de garrapata de la familia Argasidae



Fuente: Estrada-Peña y col., 2017 (ilustración original de Jacob Gragera, con permiso del autor).

Por su parte, en la familia Ixodidae, los machos tienen un escudo que cubre toda la superficie dorsal, mientras que en las hembras están restringidos a la mitad anterior del cuerpo, aproximadamente. Algunas especies pueden tener ojos o incluso manchas de color en el dorso (ver comentarios sobre el género *Dermacentor*). Otras especies tienen festones en su borde posterior y/o placas esclerotizadas a los lados del ano. En todas las especies puede observarse, lateralmente, la placa espiracular (figura 6).

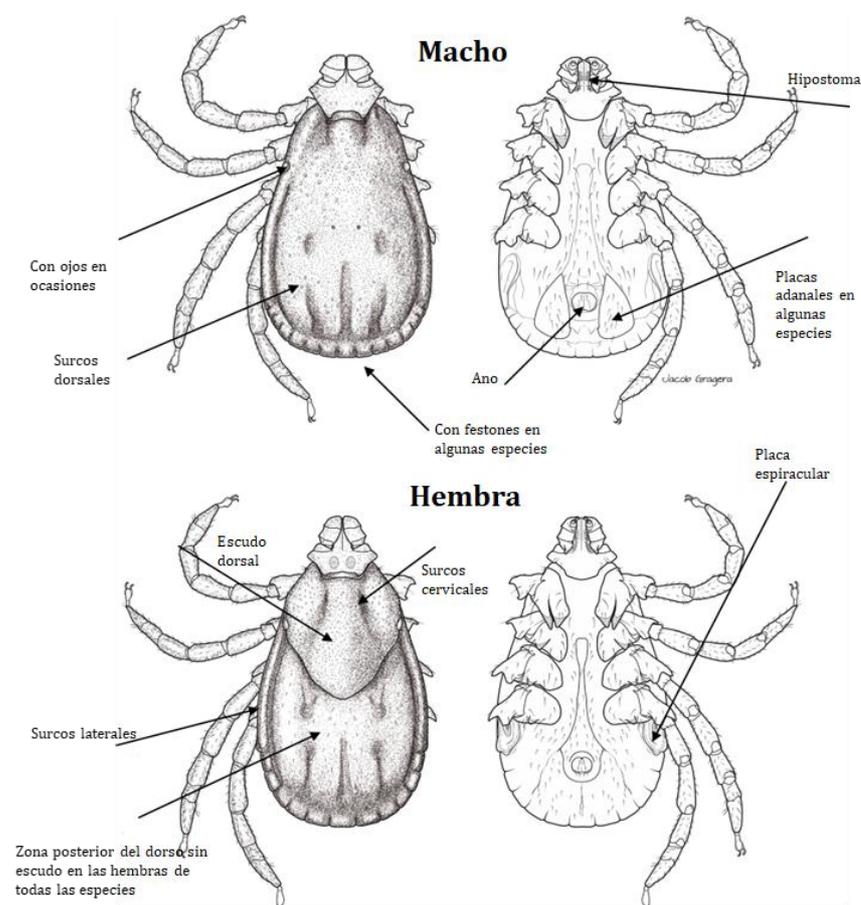
En esta guía no se contempla la identificación de cualquier estadio de cada especie de garrapata que pueda estar presente en España. De forma general, algunos detalles de su cuerpo que proporcionan información taxonómica son la presencia (*Ixodes*) o ausencia (resto de géneros) de un surco que



rodea al ano por delante, que se encuentra en la línea media ventral, posterior al último par de patas. Se puede usar la longitud y morfología del aparato bucal o capítulo (formado por el hipostoma, los quelíceros, los palpos y la región anatómica en la que se insertan las demás, la base del capítulo).

La coloración y morfología del escudo, la presencia o ausencia de ojos, los repliegues de la cutícula con surcos, y festones (repliegues de la parte posterior que permiten la dilatación de la cutícula), la morfología y coloración de las patas, entre otros aspectos, son detalles que describiremos en cada garrapata, pero sin pretender establecer una guía de identificación completa. Además, debido al pequeño tamaño de los estadios inmaduros, se necesita de ampliación óptica para observar adecuadamente los detalles morfológicos (46).

Figura 6. Aspecto dorsal (izquierda) y ventral (derecha) de los adultos de garrapatas de la familia Ixodidae



Fuente: Ilustraciones originales de Jacob Gragera, modificadas y preparadas por Agustín Estrada-Peña, con autorización del autor.

El cambio global está provocando modificaciones en la distribución y población de las garrapatas a nivel mundial. Por una parte, el aumento de la temperatura está permitiendo su asentamiento en zonas donde habitualmente los inviernos eran letales, como ocurre con alguna especie de *Hyalomma* en Centroeuropa. Estas acciones no se pueden extrapolar a cualquier garrapata en cualquier zona geográfica, pero se supone que el excesivo aumento de la temperatura puede ser



perjudicial para un número desconocido de especies de garrapatas. Sin embargo, algunas pueden ver aumentada su área de distribución en zonas que actualmente son demasiado frías. No existen suficientes datos para saber qué garrapatas pueden resultar afectadas en un sentido (colonización) o en otro (desaparición de una zona).

Por otra parte, ciertas acciones humanas, que incluyen el transporte de animales, el cambio de usos del suelo o la proliferación de especies silvestres, favorecen la superpoblación de determinadas garrapatas, como ocurre con *Hyalomma lusitanicum* en zonas donde los conejos y los ungulados superiores como jabalíes son extremadamente abundantes (47). Si a esto unimos una mayor exposición y contacto de la población en general con la naturaleza es fácil entender que las enfermedades transmitidas por garrapatas sean un problema de salud de creciente actualidad.

5.2. Especies más importantes

5.2.1. *Ixodes ricinus*

Es la garrapata de mayor interés para la salud pública en toda Europa y Reino Unido debido a su amplia distribución en todo el territorio, su carácter antropofílico y su papel como vector de enfermedades. Es el principal transmisor de la borreliosis de Lyme y de la encefalitis transmitida por garrapatas en el continente europeo. Utiliza un amplio rango de hospedadores y necesita una elevada humedad relativa, lo que constituye el factor limitante de su distribución en nuestro país (48). Además de *I. ricinus*, existen varias especies de este género en España, pero su intervención como parásitos humanos es puramente anecdótica, y no se tratarán aquí.

5.2.1.1. Morfología

Se trata de una garrapata pequeña, de un color pardo oscuro, que carece de ojos y de festones, y que tiene como característica esencial la existencia de un surco que rodea el ano por delante (en todos los estadios de desarrollo). Su hipostoma y palpos son largos y delgados. El hipostoma (ver figura 7) es la pieza que se introduce en el interior de la piel al picar; los palpos son las dos piezas laterales al hipostoma, que no entran dentro de la piel, pero pueden quedar “enterradas” por la reacción local de la dermis. Sin la utilización de material de aumento, como un microscopio estereoscópico, su diferenciación de otras especies del mismo género, de escaso o ningún interés para salud pública, es muy difícil. Obviamente, estos datos morfológicos corresponden a los adultos, ya que los estadios inmaduros solo pueden ser identificados por expertos y tras algunas manipulaciones que precisan de un laboratorio dedicado.

5.2.1.2. Hospedadores principales

Es una garrapata de tres hospedadores, por lo que cada estadio se alimenta en un animal distinto desprendiéndose para realizar las mudas en el suelo. Las larvas y las ninfas suelen alimentarse sobre animales pequeños (permaneciendo adheridas entre 4 y 7 días, respectivamente), preferiblemente sobre reptiles, especialmente lagartijas y lagartos, pero también sobre micromamíferos, como roedores e insectívoros, o aves, que suelen tener una carga parasitaria baja. Los adultos prefieren animales de mayor porte, como los ungulados domésticos, vacuno o equino, o silvestres, como corzos o ciervos, completando su alimentación en unos 10 días. Es una de las especies más



antropofílicas, especialmente sus ninfas, y se prenden en cualquier zona de la superficie corporal, incluido el cuero cabelludo por lo que pueden ser difíciles de detectar (49).

Figura 7. Aspecto general de los adultos de las garrapatas del género *Ixodes* (en el ejemplo, *Ixodes ricinus*), Vista dorsal (izquierda) y ventral (derecha) del macho (arriba) y la hembra (abajo).



Fuente: Andrei Mihalca. Facultad de Ciencias Agrarias. Cluj-Napoca, Rumanía.

5.2.1.3. Distribución, ciclo anual y estacionalidad

Es la especie de mayor distribución en Europa, siendo la Península Ibérica su límite meridional. Necesita vivir en zonas frescas y húmedas, con una humedad relativa a nivel de suelo del 70%, por lo que en España es más común en el norte (cornisas cantábrica y atlántica y zona pirenaica occidental), sobre todo en los pastizales que lindan con bosques y las sendas que se adentran en ellos (Figura 8). En el resto de la península su distribución es irregular, en zonas concretas donde se mantienen las condiciones mínimas de supervivencia.

Tradicionalmente se considera una especie activa durante la primavera y otoño, con muy reducida o nula actividad en verano e invierno (según las condiciones de temperatura y humedad de cada zona). El aumento de temperatura está afectando también su actividad pudiendo prolongarla hasta el invierno, persistiendo su actividad durante todo el año.



Figura 8. Distribución de garrapatas del género *Ixodes* en España (puntos con presencia confirmada de las diferentes especies).

■ *I. ricinus* ■ *I. hexagonus* ■ *I. ventalloi* ■ *I. frontalis*



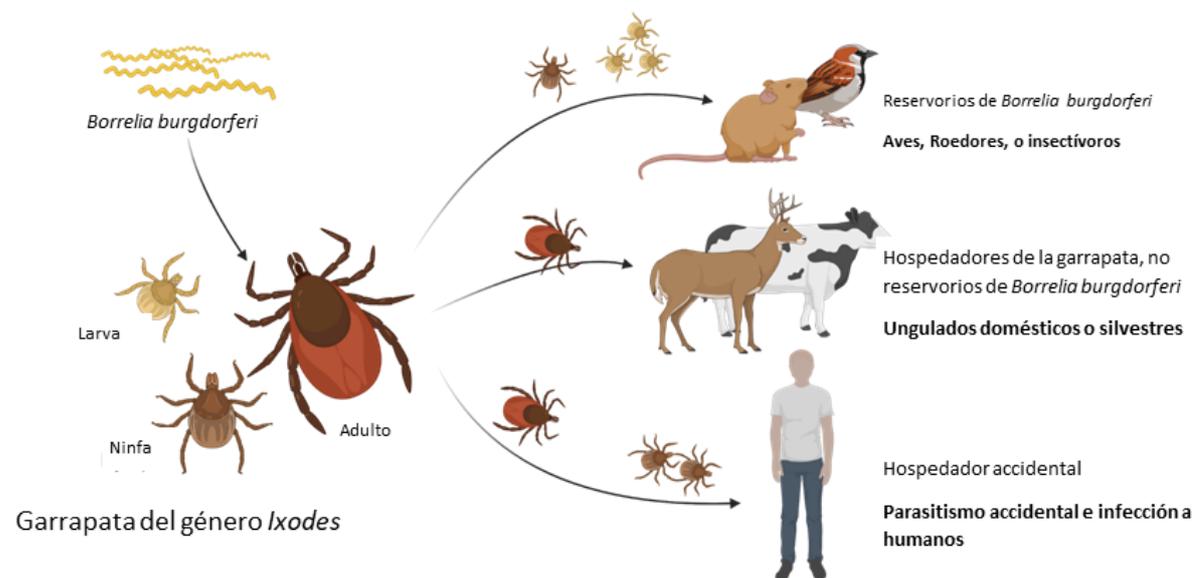
Elaboración propia, realizado con Flourish (fuentes para los contornos y puntos DIVA-GIS, Simple Map) con datos de Proyecto GARES (años 2023-2024) realizado por Félix Valcárcel y Sonia Olmeda, financiado por la Unión Europea – NextGenerationEU, a través del Ministerio de Sanidad (Plan de Recuperación, Transformación y Resiliencia) y Proyecto SPVECTORSURV (2024-2026), cofinanciado por la Unión Europea, Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, Ministerio de Sanidad, Fundación CSAI.

5.2.1.4. *Ixodes ricinus* como vector de la borreliosis de Lyme

Los principales reservorios de la bacteria causante de la borreliosis de Lyme (*Borrelia burgdorferi*) son los roedores y las aves. Las larvas de *I. ricinus* se infectan al alimentarse sobre estos hospedadores y, al mudar, las ninfas también pueden infectarse porque usan el mismo tipo de hospedadores (Figura 9). Como se ha expuesto en el apartado anterior, esta garrapata es muy antropofílica por lo que se prende con frecuencia al ser humano. Para que la transmisión sea efectiva, la garrapata debe permanecer prendida al menos 24 horas. Debido a su pequeño tamaño y a que a veces se fijan en zonas poco visibles, como el cuero cabelludo, las ninfas son difíciles de evidenciar y pueden, con mayor frecuencia que los adultos, pasar desapercibidas y completar la transmisión del patógeno.



Figura 9. Esquema del ciclo general y los hospedadores más comunes de *Ixodes ricinus*, así como los detalles de ampliación de la circulación de las bacterias del grupo *Borrelia burgdorferi*.



Fuente: elaboración propia (con imágenes de Biorender.app, con licencia).

Por otra parte, los carnívoros y ungulados sobre los que se alimentan los adultos de *I. ricinus*, no son reservorios de ninguna especie de *Borrelia*. El único papel que tienen estos hospedadores es el de mantener la población de garrapatas con tasas de parasitación elevadas en ocasiones. Además, aun cuando la garrapata que se alimenta sobre ellos estuviera previamente infectada, el agente tampoco es capaz de infectar los huevos de las hembras de las garrapatas por lo que las larvas de la nueva generación eclosionan libres del patógeno. Así, en caso de ser picado por una larva, no existe riesgo de infección por este grupo de bacterias. *Ixodes ricinus* no es solamente vector de la bacteria productora de la borreliosis de Lyme, sino de otras bacterias y virus con un interés sanitario desconocido en algunos casos.

5.2.2. El género *Hyalomma*

Las especies más importantes del género *Hyalomma* en España son *Hyalomma lusitanicum*, y *Hyalomma marginatum*. La primera es extraordinariamente abundante y está ampliamente distribuida en España, mientras que la segunda tiene una distribución más restringida. Sin embargo, *H. marginatum* tiene una gran importancia sanitaria al ser el vector principal en España de la fiebre hemorrágica de Crimea-Congo.

5.2.2.1. Morfología

Hyalomma es un género de garrapatas de tamaño grande y con un aparato bucal muy largo. Su cuerpo es de color marrón oscuro y las patas son jaspeadas. En algunos ejemplares de estas especies se pueden ver claramente unas bandas de color anaranjado, aunque en otras este detalle se observa más difuminado. El surco anal rodea el ano por detrás. Estas garrapatas tienen unos ojos muy desarrollados, dentro de una órbita (Figura 10). El escudo dorsal “partido” en la hembra, cubre solamente la parte anterior del cuerpo. Los ejemplares adultos pueden medir casi 1,5 centímetros y



llegar a los 4 centímetros cuando las hembras están repletas. La diferencia entre las dos especies requiere de cierto grado de entrenamiento y se centra, entre otros detalles, en la longitud del surco marginal del escudo de los machos. Las hembras son más difíciles de identificar por métodos morfológicos.

Figura 10. Aspecto general de los adultos de las garrapatas del género *Hyalomma* (en el ejemplo, *Hyalomma marginatum*). Vistas dorsales (izquierda) y ventrales (derecha) del macho (arriba) y la hembra (abajo).



Fuente: Andrei Mihalca, Facultad de Ciencias Agrarias. Cluj-Napoca, Rumanía.

5.2.2.2. Hospedadores principales

Estas garrapatas buscan activamente un posible hospedador por lo que es frecuente encontrarlas en el suelo. *Hyalomma* es la única garrapata que tiene ojos funcionales, que le ayudan a “distinguir” los contornos de un hospedador.

Hyalomma lusitanicum necesita tres hospedadores a lo largo de su ciclo vital. Los estadios inmaduros tienen una marcada preferencia hacia los conejos, mientras que los adultos se suelen alimentar en ungulados domésticos (vacas, ovejas, caballos) y silvestres (ciervos, corzos, jabalíes). En ausencia de conejos, los inmaduros se alimentan normalmente en otros animales de gran porte. No es una especie demasiado antropofílica, si bien en determinadas condiciones (tras la hibernación o con limitación de acceso a un hospedador) los adultos pueden prenderse sobre los humanos (50).

Hyalomma marginatum es una garrapata muy próxima a la anterior, indistinguible de *H. lusitanicum* para ojos neófitos pero que presenta importantes diferencias. Tiene un ciclo que puede ser de dos



hospedadores, ya que las larvas y las ninfas pueden alimentarse en el mismo animal, mientras que los adultos lo hacen sobre otro distinto. Dependiendo de las condiciones es capaz de utilizar ungulados como hospedadores o bien utilizar un amplio rango de otros hospedadores, incluyendo aves migratorias responsables de su dispersión. Es una especie muy agresiva, que rápidamente accede y se prende en los hospedadores, incluidos los humanos, por lo que es difícil de encontrar en el suelo. Suele “enterrarse” en los primeros centímetros de tierra. Es difícil obtener muestreos cuantitativos realistas, pues no existe un método que permita evaluar la abundancia de garrapatas como *H. marginatum* en suelo.

5.2.2.3. Distribución, ciclo anual y estacionalidad

H. lusitanicum está adaptada a las condiciones extremas del clima mesomediterráneo, con inviernos moderadamente fríos y veranos cálidos y secos. Su distribución tradicional abarcaba el centro y el sur peninsular y la costa mediterránea (Figura 11). Sin embargo, estudios recientes han demostrado su presencia y abundancia en el noroeste y noreste peninsulares, indicando que la influencia de los cambios del clima y la vegetación (y probablemente la abundancia de sus hospedadores) está favoreciendo su dispersión a nuevas zonas.

Figura 11. Distribución de garrapatas del género *Hyalomma* en España (puntos con presencia confirmada de las distintas especies).

■ *H. lusitanicum* ■ *H. marginatum* ■ *H. scupense* ■ *H. dromedarii*



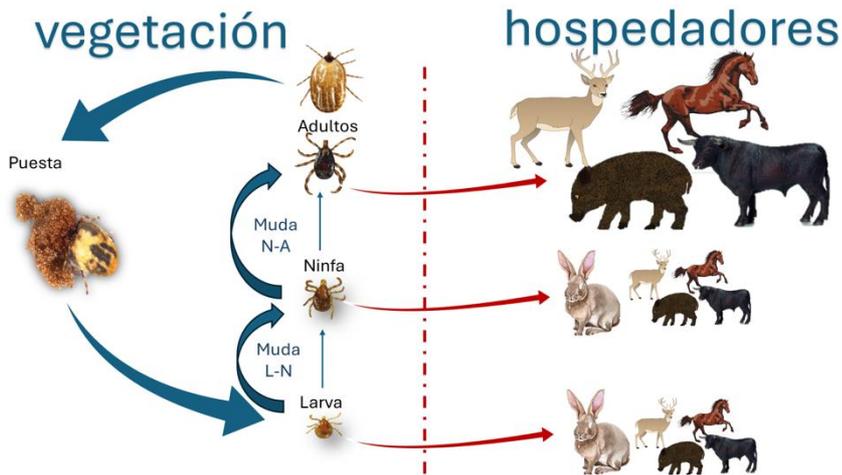
Elaboración propia, realizado con Flourish (fuentes para los contornos y puntos DIVA-GIS, Simple Map) con datos de Proyecto GARES (años 2023-2024) realizado por Félix Valcárcel y Sonia Olmeda, financiado por la Unión Europea – NextGenerationEU, a través del Ministerio de Sanidad (Plan de Recuperación, Transformación y Resiliencia) y Proyecto



SPVECTORSURV (2024-2026), cofinanciado por la Unión Europea, Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, Ministerio de Sanidad, Fundación CSAI.

Su ciclo está perfectamente imbricado con el del hospedador principal de sus estadios inmaduros, el conejo, de tal manera que su máxima abundancia coincide con las parideras de estos lepóridos (Figura 12).

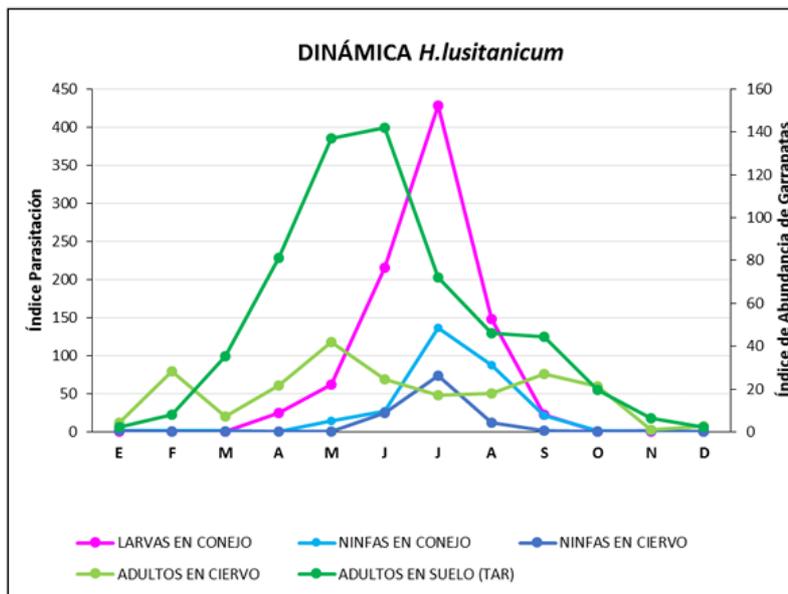
Figura 12. Ciclo biológico de *Hyalomma lusitanicum*.



Fuente: elaboración propia

Las larvas se alimentan desde principios de primavera a finales de verano, los adultos comienzan su actividad en febrero, pero son extremadamente abundantes desde mayo a septiembre (Figura 13), si bien el periodo de actividad se ha prolongado con el aumento de la temperatura.

Figura 13. Dinámica estacional de *Hyalomma lusitanicum*.



TAR:

Tick Abundance Rate, Índice de abundancia de garrapatas (IAG por sus siglas en español).



Fuente: informe del proyecto de Control Integral de la Población de Garrapatas de la Finca “La Garganta”. Contrato Universidad Complutense de Madrid-Villamagna SA.

A pesar de su abundancia, la parasitación por *H. lusitanicum* suele pasar desapercibida en los animales porque no se concentra en una zona del animal, sino que se distribuye por todo su cuerpo (siendo más evidente en la zona ventral de los grandes mamíferos y en el cuerpo y orejas de los lepóridos).

Figura 14. Infestación mixta por *Hyalomma marginatum* y *Rhipicephalus bursa* (izquierda) y *Hyalomma lusitanicum* (derecha).



Fuente: Sonia Olmeda (universidad Complutense de Madrid) y Félix Valcárcel (Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria)

Por su parte, *H. marginatum* prefiere ambientes algo más húmedos y frescos que *H. lusitanicum*. Condicionada por la humedad, los adultos suelen observarse entre los meses de abril y julio, y en algunas ocasiones, si el clima es templado y permite que estén activas, en octubre-noviembre. Las larvas se observan desde el final de la primavera hasta el verano. Al contrario que la especie anterior, esta tiene predilección por agruparse en la zona del periné provocando importantes lesiones en el ganado (Figura 14).

5.2.2.4. *Hyalomma* como vector del virus de la fiebre hemorrágica de Crimea - Congo

La fiebre hemorrágica de Crimea-Congo es una infección vírica, de reciente detección en España (51,52), y que puede producir graves cuadros clínicos. La principal forma de transmisión es mediante la picadura de garrapatas del género *Hyalomma*, pero también puede producirse en sacrificios



peridomiciliarios de rumiantes domésticos que están infectados y son virémicos (aunque no presenten manifestación clínica de la enfermedad).

Es necesario destacar que la viremia en los rumiantes es muy corta, de aproximadamente una semana. Ello implica que las probabilidades de infección de los humanos por esta vía son bajas, pero no son nulas. Se considera que los reservorios son las propias garrapatas, que se infectarían bien en el corto periodo de viremia del vertebrado, bien por alimentarse en las proximidades de garrapatas infectadas, sin necesidad de la existencia de viremia, ingiriendo las partículas víricas que excretan las garrapatas con su saliva. Esta última forma se denomina infección por co-alimentación, y se conoció su existencia en estudios de laboratorio realizados en las décadas de 1980 y 1990 (53). Las garrapatas pueden transmitir el agente durante toda su vida en sucesivas alimentaciones (transmisión transestadial) y a su descendencia (transmisión transovárica). Las larvas de una hembra infectada eclosionan infectadas con el virus en un porcentaje variable y pueden transmitirlo. Además, se ha demostrado que durante la cópula el macho puede infectar a la hembra y así a su descendencia (transmisión sexual).

Existen pocos estudios de la capacidad vectorial en la transmisión y mantenimiento de este virus, por la elevada complejidad de las instalaciones de bioseguridad y los costes asociados. La principal razón es que el virus necesita manejarse en entornos de bioseguridad de nivel 4 y llevar a cabo protocolos de infección experimental complejos. Hasta la fecha, todos los resultados concluyen en que las garrapatas de la familia Ixodidae pueden verse implicadas en la circulación del virus, pero no aquellas especies de la familia Argasidae. En cualquier caso, actualmente se acepta que las garrapatas son simultáneamente vectores y reservorios del virus, ya que el corto periodo de viremia en los vertebrados no es suficiente para mantener focos activos de circulación del virus.

5.2.3. Género *Dermacentor*

Las dos especies de garrapatas del género *Dermacentor* existentes en España, *Dermacentor marginatus* y *Dermacentor reticulatus*, son grandes desconocidas debido a sus parasitaciones discretas y a su actividad en los meses fríos, que hacen que lleguen a pasar desapercibidas en algunos casos. Sin embargo, son vectores de numerosos agentes de interés veterinario y sanitario, como varias especies de *Rickettsia* (*Rickettsia slovacae*, *Rickettsia sibirica*, *Rickettsia raoultii*), *Francisella tularensis*, o *Babesia* spp. en los animales (por ejemplo, *Babesia caballi* o *Babesia canis*), entre otras (54,55).

5.2.3.1. Morfología

Son garrapatas de tamaño mediano, con patas robustas y caminar lento, cuya principal característica morfológica es la presencia de un escudo dorsal ornamentado con marcas nacaradas (Figura 15).

Como ocurriera en el caso de *Hyalomma*, ambas especies son muy similares y se necesita cierta experiencia y observación bajo un equipo óptico adecuado para distinguirlas, ya que es necesario observar las características y estructura de su aparato bucal. Sin embargo, su distribución en España y rango de hospedadores permite diferenciarlas con facilidad.

En los adultos puede observarse perfectamente el escudo dorsal “partido” en la hembra, que cubre solamente la parte anterior del cuerpo. El escudo está ornamentado con pequeñas manchas de color



marfil en ambos sexos. Esta ornamentación está ausente en los estadios inmaduros (figura 15). Estos ejemplares adultos pueden medir casi 1 centímetro de longitud.

Figura 15. Aspecto general de los adultos de las garrapatas del género *Dermacentor* (en el ejemplo, *Dermacentor marginatus*). Vistas dorsales (izquierda) y ventrales (derecha) del macho (arriba) y la hembra (abajo).



Fuente: Andrei Mihalca. Facultad de Ciencias Agrarias. Cluj-Napoca, Rumanía.

5.2.3.2. Hospedadores principales

Ambas especies de garrapatas del género *Dermacentor* se alimentan sobre tres hospedadores a lo largo de su vida; los estadios inmaduros se alimentan en primavera y los adultos en primavera, otoño e invierno. Ambas especies son antropofílicas y por lo tanto existen registros de su capacidad para picar a los humanos.



Figura 16. Ciclo biológico de *Dermacentor*.



Fuente: elaboración propia

5.2.3.3. Distribución, ciclo anual y estacionalidad.

Dermacentor marginatus es habitual en las mismas zonas en las que *H. lusitanicum* es abundante, pero durante los meses fríos. Estas condiciones suceden, tradicionalmente, en el centro y sur peninsular, pero la tendencia climática puede cambiar las zonas “históricas” de distribución (56,57).

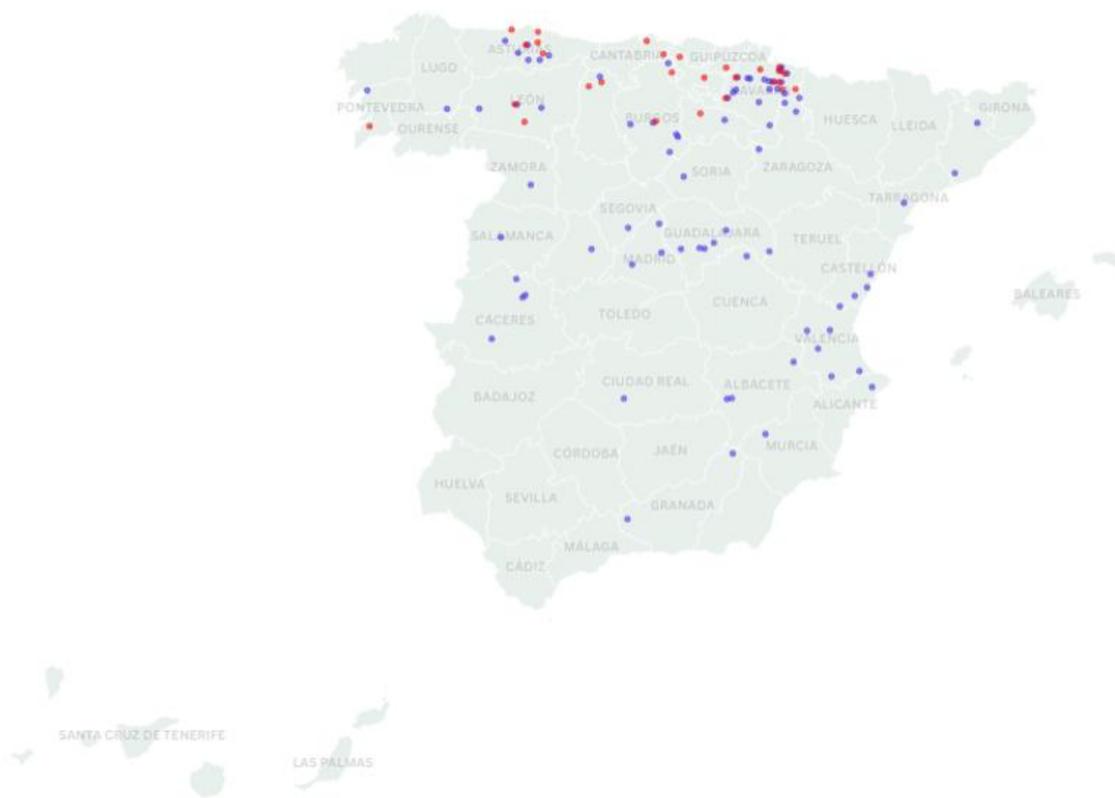
Los inmaduros suelen alimentarse sobre los micromamíferos (como roedores e insectívoros pequeños), en tanto que los adultos lo hacen en ungulados domésticos y silvestres. Es habitual en los animales de abasto que viven en zonas infestadas. Los inmaduros de esta especie son endófilos (es decir, viven en el interior de las madrigueras de sus hospedadores) y solamente los adultos pueden capturarse sobre la vegetación.

Los adultos de *D. reticulatus* no parasitan exclusivamente a los ungulados, sino que se alimentan frecuentemente sobre los carnívoros domésticos y silvestres. Su distribución coincide con la de *I. ricinus*, en las zonas húmedas y relativamente frías del norte peninsular. En la actualidad, *D. reticulatus* se encuentra en España en las zonas más frías, siendo más prevalente en zonas de elevada altitud.



Figura 17. Distribución de garrapatas del género *Dermacentor* en España (puntos con presencia confirmada de las distintas especies).

■ *D. marginatus* ■ *D. reticulatus*



Elaboración propia, realizado con Flourish (fuentes para los contornos y puntos DIVA-GIS, Simple Map) con datos de Proyecto GARES (años 2023-2024) realizado por Félix Valcárcel y Sonia Olmeda, financiado por la Unión Europea – NextGenerationEU, a través del Ministerio de Sanidad (Plan de Recuperación, Transformación y Resiliencia) y Proyecto SPVECTORSURV (2024-2026), cofinanciado por la Unión Europea, Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, Ministerio de Sanidad, Fundación CSAI.

5.2.3.4. *Dermacentor* como vector de bacterias del género *Rickettsia*

La asociación entre *Rickettsia* spp. y *Dermacentor* spp. es muy estrecha, ya que se considera que estas bacterias son endosimbiontes y forman parte de la microbiota de estas garrapatas y son transmitidas de forma transovárica y transtadial. Su presencia en garrapatas es habitual, pero sólo algunas especies son patógenas para los humanos. Así, la propia garrapata actúa como vector y reservorio del agente. Este efecto ha sido señalado en Europa usando datos de campo sobre la prevalencia de roedores infectados por *Rickettsia*: aquellos que están parasitados por *Dermacentor* spp. muestran una serología positiva a *Rickettsia* hasta siete veces más altos que los que no están infestados por garrapatas, lo que parece apoyar una obvia capacidad de circulación del patógeno por las garrapatas.

Sin embargo, esto no es óbice para indicar también que las garrapatas de este género son vectores de algunas bacterias con interés sanitario en medicina humana, como *Rickettsia raoultii* y *Rickettsia*



slovaca. Los síntomas de la infección son muy variados, y puede presentarse con enrojecimiento y posterior escara de la zona de picadura, fiebre y síntomas febriles. En algunas ocasiones se ha informado de la existencia de linfadenopatías tras la infección por *Rickettsia* (55).

5.2.4. El género *Rhipicephalus*

5.2.4.1. *Rhipicephalus sanguineus* y otras especies próximas

En la actualidad existe una gran controversia sobre la taxonomía de las garrapatas incluidas en el grupo *Rhipicephalus sanguineus*. Se denominan *R. sanguineus sensu lato* (sl), “en sentido amplio”, a todos los ejemplares con unas características morfológicas similares, pero con diferente comportamiento y afinidad de hospedador. Es decir, se sospecha que ese grupo podría contener más de una especie, pero nuestros métodos no permiten todavía una identificación clara y objetiva. Se ha descrito otra especie del grupo *R. hibericus*, (58) pero se desconoce su distribución completa en España, o su importancia para los humanos.

Por el contrario, se denomina *R. sanguineus sensu stricto* (ss) a los ejemplares que, además de tener unas características morfológicas concretas, se alimentan habitualmente sobre los perros domésticos cerrando su ciclo en la propia perrera o chenil. Las poblaciones de *R. sanguineus ss* (garrapata común del perro) se han reducido notablemente en las zonas urbanas debido a la aplicación de métodos eficaces de prevención en las mascotas.

Sin embargo, sigue constituyendo un problema serio en muchos lugares, normalmente con características rurales, pero también en zonas periurbanas asociadas a urbanizaciones, jardines privados y mascotas escasamente protegidas contra las garrapatas.

Otras especies de *Rhipicephalus*, como *Rhipicephalus bursa*, están implicadas en la transmisión de *Rickettsia massiliae*, entre otras. Esta especie tiene un interés sanitario mucho menor, aunque son parásitos comunes y abundantes de ungulados domésticos y silvestres.

Aunque muy esporádicamente se han citado también picadura en humanos por *Rhipicephalus pusillus*, una especie abundante en España y cuyo hospedador más habitual es el conejo. Se han descrito picaduras en cazadores, por contigüidad, al transportar los cadáveres de los conejos anudados al cinturón, sin ninguna repercusión sanitaria.

5.2.4.2. Morfología

Los adultos de *Rhipicephalus* son fácilmente identificables por su aparato bucal corto y la base del capítulo de aspecto hexagonal. Los ojos, que como en todas las garrapatas están en el tercio anterior, están en los bordes laterales del escudo dorsal y aparecen ligeramente hundidos y blanquecinos. Tanto el escudo como las patas tienen un color castaño rojizo uniforme. Sin embargo, la identificación específica es extremadamente compleja hasta el punto de que hoy en día se habla de *Rhipicephalus sanguineus sensu lato* agrupando a las que se consideraban, hasta hace poco, otras especies, como se ha mencionado anteriormente.



Figura 18. Aspecto general de los adultos de las garrapatas del género *Rhipicephalus* (en el ejemplo *Rhipicephalus sanguineus*). Vistas dorsales (izquierda) y ventrales (derecha) del macho (arriba) y la hembra (abajo).



Fuente: Andrei Mihalca. Facultad de Ciencias Agrarias. Cluj-Napoca, Rumanía.

5.2.4.3. Hospedadores principales

Este género de garrapatas se caracteriza por tener una especificidad de hospedador relativa, lo que puede reducir su antropofilia. Así, *R. sanguineus* ss tiene al perro como principal hospedador, en todas las fases de su ciclo vital; y otros carnívoros silvestres, como el zorro. Por ejemplo, *R. pusillus* es una garrapata que se alimenta sobre los conejos en todos sus estadios. Sin embargo, el contacto directo de otros animales (zorros, perros de caza) con los cadáveres de conejos pueden producir ligeras infestaciones. Finalmente, *R. bursa* es una garrapata característica de ungulados (rumiantes, équidos y suidos). Las dos primeras especies son garrapatas trifásicas-monotropas (suben al hospedador en tres ocasiones, pero suele ser la misma especie animal) en tanto que *R. bursa* es difásica-monotrópica (Todos los estadios se alimentan en ungulados, pero la larva alimentada queda en el hospedador hasta mudar a ninfa). Tanto *R. sanguineus* ss como *R. pusillus* son nidícolas, permaneciendo, respectivamente, en los cheniles o conejeras y no encontrándose habitualmente en la vegetación.



5.2.4.4. Distribución, ciclo anual y estacionalidad

Su actividad es marcadamente estival. Su ciclo corto le permite completar una o varias generaciones completas en una sola estación. Está distribuida por toda la península (Figura 19) y, en general, está condicionada a la presencia de su hospedador principal (perros en *R. sanguineus* ss; ungulados para *R. bursa* y *R. sanguineus* sl y conejos para *R. pusillus*) (Fig 18).

Figura 19. Distribución de garrapatas del género *Rhipicephalus* en España (puntos con presencia confirmada de las distintas especies).

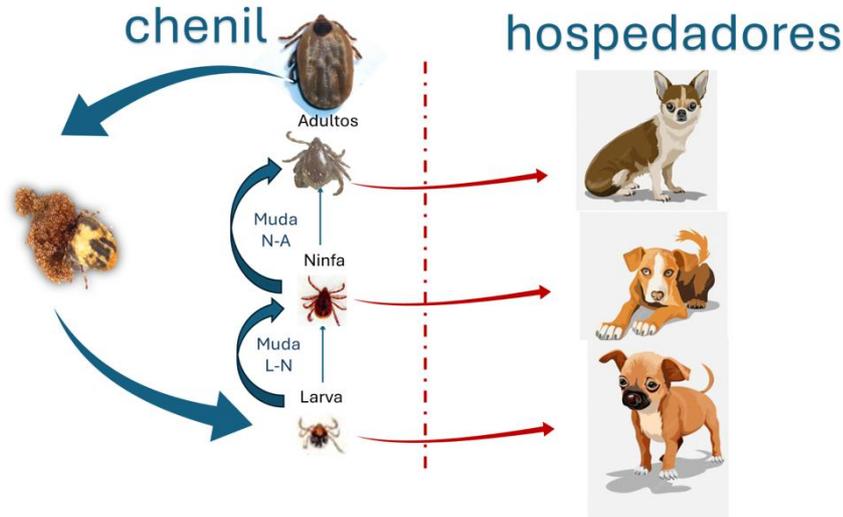
■ *R. bursa* ■ *R. sanguineus* ■ *R. pusillus* ■ *R. (B) annulatus*



Elaboración propia, realizado con Flourish (fuentes para los contornos y puntos DIVA-GIS, Simple Map) con datos de Proyecto GARES (años 2023-2024) realizado por Félix Valcárcel y Sonia Olmeda, financiado por la Unión Europea – NextGenerationEU, a través del Ministerio de Sanidad (Plan de Recuperación, Transformación y Resiliencia) y Proyecto SPVECTORSURV (2024-2026), cofinanciado por la Unión Europea, Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, Ministerio de Sanidad, Fundación CSAI.



Figura 20. Ciclo biológico de *Rhipicephalus sanguineus* (ss)



Fuente: elaboración propia

5.2.4.5. *Rhipicephalus sanguineus* y otras especies similares como vectores

Las bacterias del género *Rickettsia* son simbiotes de las garrapatas. Es decir, se trata de bacterias que le proporcionan a la garrapata una serie de beneficios metabólicos, que no serían posibles sin ellas. Por diferentes razones aún por estudiar en el laboratorio, estas bacterias son patógenos exclusivos de la especie humana. Aunque las garrapatas que las transportan piquen y transmitan el agente infeccioso a otros hospedadores domésticos o silvestres, no se desarrollan síntomas como en los humanos (59).

Dejando a un lado los determinantes moleculares que puedan favorecer estas infecciones, los procesos bacterianos transmitidos por garrapatas *Rhipicephalus* tienen una obvia importancia en España, ya que son transmitidos por las garrapatas más comunes en el país. *Rhipicephalus* es un parásito común de los perros domésticos y de animales de abasto, por lo que su contacto con los humanos, aunque su afinidad sea relativamente baja, puede ser relativamente común. Tanto *Rickettsia conorii* como *Rickettsia massiliae* son bacterias transmitidas a la especie humana por estas garrapatas, produciendo un cuadro febril, acompañado de una erupción cutánea (60,61).

Aunque las garrapatas tienen hospedadores domésticos y silvestres, las propias garrapatas son el reservorio de estos microorganismos ya que pueden transmitirlos tanto transováricamente como transtadialmente. Se recomienda la protección de las mascotas contra las garrapatas no solamente para impedir la circulación de estas bacterias en el ambiente antropizado, sino para promover la ausencia de garrapatas que el perro puede vehicular al interior de las viviendas humanas.

Rhipicephalus sanguineus (ss) tiene importancia veterinaria por la transmisión de patógenos al perro (*Ehrlichia canis*, *Babesia canis*, *Hepatozoon canis*, *Acanthocheilonema dracunculodes*) y también se le ha descrito como vector a los humanos de *Rickettsia conorii*, el agente de la fiebre exantemática mediterránea.



5.2.5. El género *Haemaphysalis*

Las garrapatas del género *Haemaphysalis* viven generalmente en hábitats húmedos con abundante vegetación. Las especies reconocidas en España son *Haemaphysalis erinacei*, *Haemaphysalis inermis*, *Haemaphysalis punctata*, *Haemaphysalis concinna*, *Haemaphysalis hispanica* y *Haemaphysalis sulcata*. Su potencial para picar a la especie humana es muy bajo, aunque se ha informado de algunos casos.

5.2.5.1. Morfología

Son garrapatas pequeñas, de unos 3-4 milímetros de longitud en su estadio adulto, que no tienen ojos y presentan un rostro corto con base rectangular. Los palpos son anchos y el segundo segmento sobresale notablemente de la base del capítulo en algunas especies. El escudo no tiene ornamentación. El extremo posterior es festoneado. Los machos no tienen placas ventrales (Figura 21). Se trata de una garrapata difícil de identificar correctamente si no se utiliza un microscopio con los ejemplares transparentados químicamente o una lupa estereoscópica.

Figura 21. Aspecto general de los adultos de las garrapatas del género *Haemaphysalis*. Vistas dorsales (izquierda) y ventrales (derecha) del macho (arriba) y la hembra (abajo).



Fuente: Sonia Olmeda (Universidad Complutense de Madrid) y Félix Valcárcel (Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria).

5.2.5.2. Hospedadores principales

Se trata de garrapatas con escasa importancia tanto para la especie humana, como sus mascotas, los animales de abasto o los animales silvestres. La mayoría de las especies del género *Haemaphysalis* completan su ciclo vital alimentándose sobre aves y mamíferos, pero algunas también lo pueden



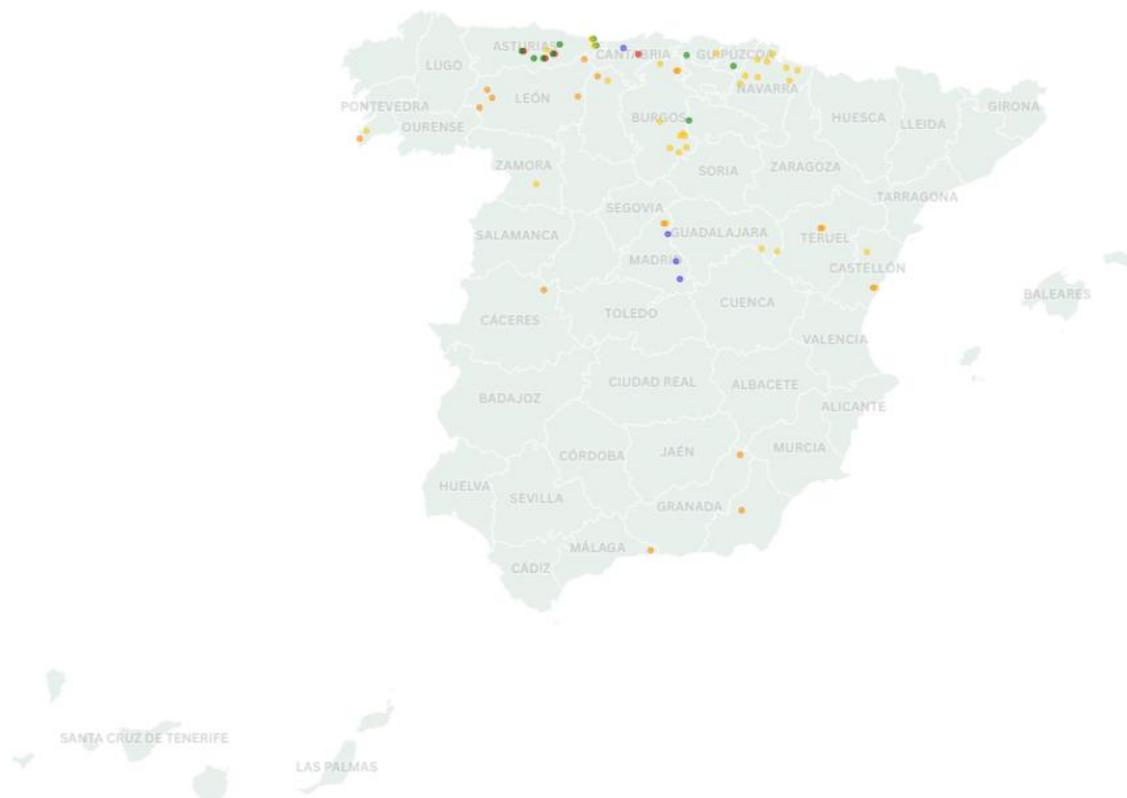
hacer en reptiles (lagartos, serpientes y similares) y tortugas. Un dato curioso conocido en algunas especies de este género es su capacidad partenogenética pudiendo producir, en caso de introducción a nuevas zonas con condiciones adecuadas infestaciones masivas, como ocurre en Estados Unidos con *Haemaphysalis longicornis* (62).

5.2.5.3. Distribución, ciclo anual y estacionalidad

Las garrapatas de este género son más abundantes en el norte del país (Figura 22). Suelen tener un ciclo lento, que puede durar varios años, muy probablemente derivado de las condiciones frescas de los lugares que habitan. En el caso de *Haemaphysalis erinacei* y *Haemaphysalis hispanica* se trata de especies endófilas que completan su ciclo sin salir jamás de las madrigueras en las que viven los animales que parasitan, siendo independientes de las condiciones ambientales externas. Cabe destacar que *Haemaphysalis hispanica* es un parasito común del conejo mediterráneo, y solamente parasita a esa especie. La especie *Haemaphysalis longicornis*, que no se encuentra presente en España, es capaz de reproducirse por partenogénesis, lo que contribuye a su rápida extensión, suponiendo un problema en países como China, Japón o Estados Unidos.

Figura 22. Distribución de garrapatas del género *Haemaphysalis* en España (puntos con presencia confirmada de las distintas especies).

■ *H. hispanica* ■ *H. concinna* ■ *H. inermis* ■ *H. sulcata* ■ *H. punctata*



Elaboración propia, realizado con Flourish (fuentes para los contornos y puntos DIVA-GIS, Simple Map) con datos de Proyecto GARES (años 2023-2024) realizado por Félix Valcárcel y Sonia Olmeda, financiado por la Unión Europea – NextGenerationEU, a través del Ministerio de Sanidad (Plan de Recuperación, Transformación y Resiliencia) y Proyecto SPVECTORSURV (2024-2026), cofinanciado por la Unión Europea, Ministerio de Agricultura Pesca y Alimentación, Ministerio de Sanidad, Fundación CSAI.



5.2.5.4. *Haemaphysalis* como vector

Las especies del género *Haemaphysalis* se han implicado como potenciales vectores de agentes patógenos como los productores de la anaplasmosis y babesiosis, entre otros, con mayor importancia en los animales domésticos y silvestres. Las garrapatas de este género que se han registrado en Europa, no se conocen por transmitir patógenos a los humanos, y apenas se ha mencionado el hallazgo de algunas bacterias del grupo de las rickettsias, de las que se duda incluso de su identificación completa o de su capacidad patógena.

Sí parecen sólidos los hallazgos de *Rickettsia raoultii*, otra bacteria de conocida acción patógena sobre los humanos. Se ha señalado también la posibilidad de transmisión de la bacteria *Anaplasma phagocytophilum* por la especie *Haemaphysalis punctata* a los humanos, pero no existe una demostración fidedigna.

5.3. Métodos de muestreo y cuantificación de garrapatas

Para determinar la presencia y abundancia de garrapatas en una zona hay que tener en cuenta las características de la especie a detectar, su periodo de actividad y rango de hospedadores. Se puede detectar a la garrapata tanto en la vegetación (en espera de encontrar un hospedador) o bien sobre los animales durante su alimentación. Cada técnica tiene sus ventajas y sus inconvenientes, según los datos que se quieran obtener.

La recogida de garrapatas alimentándose sobre animales domésticos o silvestres ahorra tiempo y recursos ya que los animales actúan como “concentradores” de garrapatas. Sin embargo, puede ser que la información recogida sea parcial, ya que se actuará sobre un animal en concreto, habitualmente ganado, sin tener en cuenta el papel que otros animales silvestres pueden participar en el mantenimiento del ciclo.

Por otra parte, pueden analizarse animales silvestres, habitualmente aprovechando otras actividades cinegéticas o de marcaje que puede ser que se produzcan en fechas que no sean óptimas para la infestación.

El principal problema para determinar el índice de parasitación es la dificultad de recogida de ejemplares, ya que habitualmente solo se perciben los de mayor tamaño y los pequeños pasan desapercibidos. Para mejorar el recuento en animales muertos, si es posible, se puede colgar la piel durante 24-48h sobre un recipiente con agua. Transcurrido el tiempo, la mayoría de las garrapatas, al bajar la temperatura, se habrán desprendido y caído al agua. El agua se tamiza recogiendo a los ejemplares con vida (Figura 23).



Figura 23. Técnica de recogida de garrapatas en animales muertos.



Fuente: F. Valcárcel (Instituto Nacional de Investigación y Tecnología Agraria), Finca “La Garganta” Ciudad Real

El recuento de todas las garrapatas que parasitan a un hospedador es imposible si la recogida se hace sobre animales vivos. Aunque el recuento no es global, como índice comparativo de parasitación, se puede seleccionar la zona anatómica de preferencia para una especie concreta de garrapata y hacer un recuento reducido a esa parte (por ejemplo, orejas en conejos para *R. pusillus*). Obviamente, eso implica un conocimiento previo de la ecología de la especie a muestrear, o saber exactamente qué especies podemos encontrar para planear el muestreo. Estos datos no siempre están listos antes de efectuar el muestreo cuantitativo, pero se pueden deducir de muestreos previos a pequeña escala.

También es complejo detectar los inmaduros por su pequeño tamaño y difícil visualización. Sólo en ocasiones muy concretas se puede disponer del tiempo y los medios para mejorar el muestreo, pero por lo general el sistema de recogida de garrapatas sobre animales solo permite determinar la presencia de la especie de garrapata y estimar, de forma subjetiva, su abundancia. Hay que tener en cuenta el objetivo de la recogida. Por una parte, si lo que se pretende es coleccionar el máximo número de ejemplares, dependiendo de la especie, se puede recurrir a distintas técnicas como el uso de CO₂ o la recogida manual, entre otras. No obstante, habitualmente lo que se pretende es conocer el riesgo de infestación para animales o el hombre por lo que el objetivo es cuantificar garrapatas activas. Sin embargo, como se viene explicando, los animales son unos indicadores centinelas subjetivos: nos permitirán conocer las especies de garrapata existentes que, además, parasitan a estos animales. Aquellas con otras preferencias de hospedador, pasarán desapercibidas.

Las garrapatas también pueden ser recogidas en su periodo no parasitario, cuando están a la espera de hospedador, entre la vegetación. Sin embargo, también es preciso tener en cuenta la biología y fisiología de la especie a detectar, ya que algunas garrapatas son endófilas y se encuentran raramente en la vegetación, pues viven en las madrigueras de sus hospedadores. En este grupo destacan especies como *R. sanguineus* ss (la garrapata marrón del perro) que permanece en las grietas de los cheniles, en las que realiza la muda o la puesta. En términos generales, la mayoría de las especies con interés sanitario son exófilas y pueden recogerse de la vegetación.



El método más empleado para capturar especies exófilas, y que permite comparar la población (presencia/abundancia) en diferentes zonas o periodos de tiempo, es el llamado “método de la bandera” (Figura 24). Es importante aclarar que el método sólo detecta a los ejemplares en búsqueda activa de hospedador, por lo que, si las condiciones ambientales no son adecuadas para su actividad, es muy probable que las garrapatas estén inactivas, por lo que su ausencia debe ser tomada con precaución. Básicamente se utiliza un trozo cuadrado de tela de doble ancho (140 cm) de un color claro. La técnica original indicaba que se debía de utilizar tela de toalla de rizo, pero la adaptación a las condiciones mediterráneas hace más adecuada la pana blanca. La tela se fija por uno de los laterales a un soporte (como un simple palo de escoba) lo que le da el aspecto de bandera y se arrastra por vegetación y matorrales simulando el paso de un animal y estimulando la fijación de las garrapatas. Ya sea por el suelo *dragging* como por la vegetación arbustiva *flagging* se debe arrastrar lentamente la bandera, a la que se dará la vuelta cada 4-5 metros para recoger los posibles ejemplares que se transferirán a un tubo con humedad. El tubo debe estar cerrado herméticamente y la humedad se puede conseguir con algunas briznas frescas de hierba, recién cortadas, para que las garrapatas lleguen vivas al laboratorio. No deben de exponerse al sol, pues su objetivo es transportar las garrapatas vivas.

Figura 24. Captura de las garrapatas en la vegetación mediante el método de la bandera



Fuente: Agustín Estrada-Peña.

La forma de cuantificar la población de garrapatas por el “método de la bandera” se puede hacer, según la orografía y/o la especie, mediante el **Índice de densidad de garrapatas (IDG)** que es el número de ejemplares recogidos en 100 metros (ejemplo: *I. ricinus*/hábitats homogéneos) o el **Índice de abundancia de garrapatas (IAG)** que se define como el número total de ejemplares recogidos en 100 minutos de muestreo (ejemplo: *H. lusitanicum*/hábitats heterogéneos). No se puede evaluar por este método la abundancia de las larvas de las garrapatas, ya que tienden a congregarse en arbustos o pequeños retoños de árboles, por lo que su densidad podría estar sobre-estimada, si el muestreo incluye un nido. Esto es debido a que las hembras grávidas de las garrapatas se desprenden del hospedador, se refugian entre la vegetación, y ponen entre 3.000 y 10.000 huevos, aproximadamente, durante varios días, en un área no mayor a los 2 centímetros cuadrados. Cuando eclosionan las larvas se encaraman en grupo a la vegetación más próxima (ver figuras 25 y 26).



Figura 25. Larvas de garrapata sobre la vegetación.



Fuente: Agustín Estrada-Peña.

Figura 26. Larvas adheridas a una cinta adhesiva, extendida sobre la vegetación.



Fuente: Agustín Estrada-Peña.

Los muestreos deben ser siempre referidos a sus coordenadas latitud/longitud y es muy aconsejable evitar los sistemas de proyección UTM (sistemas de coordenadas universal transversal de Mercator, por sus siglas en inglés). La resolución de las coordenadas debe estar por debajo de los cuatro decimales como máximo, ya que la resolución que se obtiene a partir de esa cifra es similar al tamaño de una pestaña humana. En este caso, utilizar más decimales no es sinónimo de mejor información.

Otra información relevante a recoger en los muestreos son los espacios en los que se capturan las garrapatas que pueden ser de características muy diversas como es el ámbito urbano, rural, natural, bosques, pastizales entre otros, en los que influyen otros factores como son los distintos tipos de vegetación: su altura, densidad y por supuesto otros parámetros como son la presencia de animales tanto domésticos en los que se incluyen el ganado, así como los perros y la fauna silvestre como son roedores, insectívoros, carnívoros y ungulados principalmente. Aportando una información completa de los lugares donde existe una elevada abundancia de garrapatas y por tanto se pueden aplicar medidas de control sobre las mismas y preventivas para los animales y humanos que las frecuenten.



La participación ciudadana puede suponer una fuente complementaria de información para el mapeo y seguimiento de especies de vectores. Los proyectos de ciencia ciudadana ofrecen a los participantes la oportunidad de contribuir a la vigilancia entomológica, permitiendo completar los mapas al recoger ejemplares en entornos y hospedadores inaccesibles para los investigadores, al tiempo que suponen una buena herramienta para hacer divulgación y educación para la salud, fomentando el interés de los ciudadanos por las garrapatas y las enfermedades que transmiten.

5.4. Parámetros entomológicos

El estudio de los parámetros entomológicos en garrapatas tiene como objetivo comprender su ecología y el papel en la transmisión de enfermedades, todo ello construido desde la evidencia científica, a partir de estudios ya realizados o estudios que se puedan llevar a cabo, y así colaborar al desarrollo e implementación de estrategias de vigilancia y control adecuadas. Los parámetros que se indican a continuación pueden integrarse en una vigilancia integrada del vector, y aplicar simples cálculos de pesos (como en el método de Zepeda (63), que incluye una valoración de evidencias y de importancia de cada una de ellas en la evaluación de riesgo).

En el caso de las garrapatas los principales factores a tener en cuenta son: el ciclo biológico, los parámetros reproductivos, los hospedadores y los reservorios. Entre los parámetros entomológicos cabe destacar:

- Ciclo biológico: la duración de éste condiciona la presencia de la garrapata en medio. Por ejemplo, un ciclo de vida corto es sinónimo de una mayor amplificación de la garrapata en el campo.
- Parámetros reproductivos: unos parámetros reproductivos óptimos, como sería la puesta de un elevado número huevos en un periodo de tiempo corto y con baja mortalidad de mudas, son sinónimos de una gran adaptación al entorno y por tanto suponen un aumento de las condiciones de riesgo para las personas.
- Resistencia a biocidas: la supervivencia de cada estadio en el medio, que garantiza la continuidad del ciclo biológico, se encuentra íntimamente relacionado con la resistencia que presentan a los distintos biocidas utilizados en el ámbito ganadero, principalmente acaricidas registrados y autorizados, los cuales se encuentran incluidos en el [Registro de entidades y productos zoosanitarios](#) dependiente la Dirección General de Sanidad de la Producción Agraria, a través del Servicio de Entidades y Productos Zoosanitarios (64). Las resistencias desarrolladas a estos productos se evalúan a través de estudios realizados sobre los animales tratados, pero también sobre las garrapatas capturadas en campo, comprendiendo pruebas metabólicas, moleculares, entre otras...
- Capacidad vectorial: es decir, las especies de patógenos que pueden ser transmitidos por una determinada especie de garrapata.



- Interacciones humano-garrapata: la frecuencia de estas interacciones determina la prevalencia de picadura en la especie humana y por tanto la posible transmisión de un patógeno/enfermedad.

5.5. Medidas generales para la prevención

La prevención y la formación de la ciudadanía hacia una comprensión, convivencia, y adaptación a los problemas derivados de las garrapatas son herramientas imprescindibles para abordar la prevención contra las garrapatas como un problema de salud pública.

A nivel individual, es muy importante aplicar las medidas de protección individual, recogidas en el anexo de este documento (así como en el anexo de la [parte tercera del Plan Nacional de Prevención, Vigilancia y Control de las Enfermedades Transmitidas por Vectores](#)).

Sin embargo, existe también una serie de medidas, a nivel colectivo, orientadas a la formación de la ciudadanía y a su protección mediante acciones directas contra este problema sanitario que pueden ser impulsadas desde la administración. Este conjunto de acciones se conoce colectivamente como “adaptación” y consisten en la convivencia de la ciudadanía con un problema sanitario merced a unas pautas que minimizan el riesgo, tras la comprensión completa de las características del problema.

Entre estas iniciativas cabe destacar:

1. Desarrollo de protocolos y manejo de las herramientas necesarias para conocer completamente el problema por garrapatas en humanos, en el ámbito territorial y administrativo de su competencia. Estas acciones deben incluir muestreos adecuados, identificación de garrapatas, y detección de los posibles patógenos asociados a las garrapatas. Se debe evaluar el riesgo, las zonas afectadas, el uso de esas zonas por la población (zonas agrícolas, forestales, ganaderas, de recreo). Así mismo, se debe realizar un estudio complementario de las garrapatas sobre los animales de abasto, y su posible relación con el parasitismo en humanos. Los datos deben orientarse a:
 - . Conocer la naturaleza real del problema.
 - . Entender la actividad estacional de las garrapatas en la zona administrativa de referencia, con objeto de evaluar los momentos de riesgo.
 - . Incluir en un mapa las zonas de riesgo, con el objeto de aplicar las medidas preventivas adecuadas.
 - . Informar al personal sanitario de las especies de garrapatas implicadas y los patógenos existentes, junto con el impacto esperado en la población.
 - . Actualizar la información cada dos años.
2. Educación al personal de la Sanidad Pública. El objetivo de la formación del personal sanitario es conocer las peculiaridades del parasitismo y capacidad vectorial de las garrapatas, para poder atender adecuadamente los problemas sanitarios derivados de estos parásitos y de la



transmisión de patógenos. La educación al personal sanitaria debería de pivotar, fundamentalmente, sobre los siguientes puntos:

- . Conocimiento general de la morfología de las garrapatas para su diagnóstico. Adquisición de las competencias para su identificación rápida (a nivel de género y estadio) con una simple lupa de mano.
 - . Las especies que existen en España y las zonas de riesgo, o las características ecológicas a las que se asocian más frecuentemente. Su capacidad como vectores de patógenos.
 - . Cómo extraer una garrapata que está adherida al paciente y qué medidas profilácticas llevar a cabo en cada momento, incluyendo medidas antisépticas y posible terapia antibiótica. Instruir acerca de los mecanismos habilitados por las administraciones para la determinación de la presencia de patógenos.
 - . Consejos inmediatos que transmitir al paciente.
 - . Estas actividades de formación deberían ser impulsadas por las administraciones responsables pero coordinadas e impartidas por personal especializado. Esta jerarquía en la formación aseguraría la homogeneidad en la transmisión del mismo concepto a todos los niveles implicados.
3. Educación del personal encargado del control de plagas. Se debe asegurar la correcta formación del personal al cargo del control de plagas, para planear y ejecutar correctamente tareas relacionadas con las garrapatas. Son varios los puntos fundamentales en este capítulo:
- a. Las garrapatas no son mosquitos: no es posible su control fumigando la vegetación con pesticidas.
 - b. Los parques públicos pueden tener una carga de garrapatas muy baja, siempre y cuando no sean frecuentados por animales silvestres (fundamentalmente conejos o jabalíes). Las actuaciones sobre la vegetación de los parques no proporcionarán ningún resultado destacable.
 - c. El mayor problema en las zonas verdes públicas son los animales silvestres. Debe intentarse impedir el acceso a los jabalíes y mantener las poblaciones de conejos en números mínimos.
 - d. Las palomas urbanas son fuente de parasitosis por garrapatas blandas en muchos entornos urbanizados. Son precisas las acciones desde control de plagas para reducir las poblaciones de palomas domésticas, así como retirar y esterilizar el material de los nidos en fachadas, ornamentos públicos, o entornos urbanizados.
4. Educación a la población. La educación a la ciudadanía tiene un especial impacto en la prevención de las parasitosis por garrapatas y de los patógenos que transmiten, porque se traslada a la población una serie de consejos y pautas de comportamiento que contribuyen



a su formación y concienciación, todo ello imprescindible para una adecuada prevención. Esta transmisión de conocimiento tiene especial interés para determinados grupos de población como son los habitantes de zonas rurales, niños, trabajadores del campo y otras personas que mantienen un contacto estrecho con la naturaleza. Además, cabe destacar la importancia de los proyectos de ciencia ciudadanas como una buena herramienta para la difusión de la información al tiempo que permiten a los participantes (ciudadanos) contribuir a mejorar los datos existentes sobre garrapatas fomentando la implicación ciudadana. Por último, cabe destacar que se debe incidir también en el problema de las garrapatas que parasitan a los animales domésticos, incluyendo los animales de abasto, como fuente de infestaciones para la población y en la importancia de las barreras arquitectónicas en los hogares que están en estrecho contacto con la naturaleza para evitar el contacto con las garrapatas. En el ámbito de la educación a la población cabe hacer distinción entre la formación sobre medidas de prevención dirigidas a la población rural y a la urbana:

- I. Educación a la población humana rural: los puntos especiales de atención en la formación deberían centrarse en puntos como:
 - a. la exploración de la piel en las personas después de realizar los trabajos agrícolas o ganaderos. El riesgo por garrapatas nunca es nulo y cualquier territorio debe ser contemplado como una zona en las que es posible que existan garrapatas que piquen a los humanos.
 - b. la formación acerca de los pasos a tomar cuando se detecten garrapatas adheridas a la piel. Es necesario notar que estas medidas son infructuosas si no existe una infraestructura sanitaria adecuada.
 - c. El mantenimiento de la leña fuera de las dependencias de la casa para evitar el contacto con garrapatas que suelen estar entre aquella.
- II. Educación a la población humana eminentemente urbana: los puntos especiales de atención en la formación deberían ser:
 - a. la desparasitación de las mascotas como medida primordial y los efectos que se consiguen en la disminución de las poblaciones de garrapatas en parques y zonas verdes públicas, y en la disminución del riesgo en el hogar.
 - b. la exploración de la piel en las personas después de realizar una actividad en la naturaleza, o incluso en los parques públicos, con mención explícita de métodos y técnicas para la correcta exploración, y las acciones a realizar si se encuentran garrapatas.
 - c. Fundamentos de “arquitectura epidemiológica”, con los que se debe incidir en una serie de normas para mantener las casas y jardines aislados de las zonas en las que las garrapatas pueden ser abundantes. La formación debe incluir medidas simples de conseguir, como mantener aislados los jardines privados de las zonas boscosas aledañas, mediante una “senda” de gravilla seca de alrededor de un metro, que



dificulta la entrada de pequeños animales al jardín, los cuales pueden ser portadores de garrapatas.

5.5.1. Prevención y protección del personal implicado en labores de vigilancia y control

Se deberá cumplir con lo dispuesto en la normativa vigente en materia de Prevención de Riesgos Laborales, prestando especial atención a la evaluación del riesgo de exposición, la información y la formación de las personas encargadas de tareas de los muestreos o de la aplicación de las medidas de control. En el proceso, se consultará a los trabajadores y se considerarán sus propuestas. Se garantizará y recomendará activamente el cumplimiento de las medidas de protección individual, dado el alto nivel de exposición a las garrapatas previsible en el desempeño de estas tareas.

Por lo que se refiere al personal profesional que aplica biocidas y su protección frente al conjunto de los riesgos que implica, será de aplicación la [*Guía técnica para la evaluación y prevención de los riesgos relacionados con los agentes químicos presentes en los lugares de trabajo*](#), del Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo (INSST), y la [*Protocolización de la vigilancia sanitaria específica de las personas con riesgo de exposición laboral a productos químicos*](#), en particular, los biocidas, elaborada en el seno de la Ponencia de Salud Laboral de la Comisión de Salud Pública.

Medidas recomendadas antes de la exposición:

1. Se debe usar siempre pantalón largo, metido por dentro de los calcetines, independientemente de las condiciones meteorológicas. Desde el punto de entrada de las piernas, las garrapatas se pueden distribuir por todo el cuerpo.
2. Se debería usar siempre un calzado cerrado, de tipo “montaña”. De nuevo, las garrapatas pueden no detenerse en los pies, y subir por la pierna (aunque esté tapada por un pantalón).
3. Se puede proteger la cabeza con una gorra o sombrero. Las garrapatas no “caen de los árboles” pero pueden encaramarse a una persona al pasar por debajo de arbustos altos que las contengan.
4. Utilizar siempre ropa de manga larga, por las mismas razones expuestas anteriormente. Se pretende tener una “barrera de protección” que separe la piel de las zonas al alcance de las garrapatas.
5. Usar cinturón para que la ropa quede dentro de los pantalones, de nuevo para impedir que las garrapatas lleguen hasta la piel y de ahí se extiendan a cualquier parte del cuerpo.
6. No existen repelentes específicos contra las garrapatas en humana. Se pueden utilizar repelentes contra artrópodos similares al DEET (a concentraciones altas, más del 40% o 50%), que se deben de pulverizar sobre la tela de la ropa y el calzado, pero no sobre la piel. Eso es debido a que son necesarias aplicaciones del repelente con cierta frecuencia, lo que podría provocar casos raros de hipersensibilidad al excipiente del repelente. Además, la acción del repelente es más duradera cuando se aplica sobre la tela de la ropa y el material de calzado.



Medidas recomendadas después de la exposición:

1. Al regreso de las actividades en el campo se debe revisar el cuerpo por si tiene garrapatas prendidas. Las garrapatas pueden estar en cualquier parte del cuerpo, pero pueden ser más comunes en el cuero cabelludo, pliegues tras las orejas, las axilas, las ingles, la zona alrededor de la cintura, o las piernas. Podemos ayudarnos de un espejo para poder observar zonas de nuestro cuerpo como la espalda. Es necesario pensar que los estadios inmaduros de las garrapatas son muy pequeños, y pueden parecer pequeñas pecas. Ante la duda, sería necesario acudir a un centro de salud para su comprobación y retirada.
2. En caso de encontrar una garrapata, esta debe retirarse lo antes posible. El tiempo es importante porque una retirada precoz disminuye el riesgo de transmisión de enfermedades. Si existen dudas o dificultades para extraer la garrapata, debe buscarse la ayuda de un profesional sanitario.
3. Se debe mantener la calma. Tan solo un máximo del 5-10% de las garrapatas pueden estar infectadas con algún agente infeccioso que afecte a la salud humana. Si nos hemos retirado la garrapata, la aparición de fiebre a los 2-10 días, es una indicación de que es necesario acudir al centro de salud.
4. Las garrapatas deben quitarse con unas pinzas finas de metal (de las llamadas “de relojero”) de punta curva o de punta roma. Deben evitarse remedios “populares” como “quemarlas con una cerilla”, “sumergirlas en jabón”, “cortarlas con unas tijeras”.
5. Tras retirar la garrapata, es necesario desinfectar la zona con un poco de alcohol de farmacia impregnando una torunda. También se puede emplear un jabón de manos. Ambos son poderosos desinfectantes, que limpiarán la zona en la que estaba prendida la garrapata.
6. El riesgo nunca es “cero”. Aunque la garrapata se haya retirado adecuadamente, es necesario esperar unos 2-10 días y comprobar el desarrollo de fiebre, o la inflamación en el punto de picadura.
7. La identificación de la especie de garrapata implicada en una picadura es una información de interés ya que puede orientar el diagnóstico en caso de aparición de síntomas. Además, la recogida de este tipo de información puede tener interés a nivel epidemiológico y científico. Existen proyectos de ciencia ciudadana (como Garrapata Alert) que pueden ayudar a la identificación mediante el envío de fotografías o ejemplares al tiempo que permiten recopilar información sobre este tipo de eventos con fines científicos. Para conservar la garrapata, esta puede sumergirse en alcohol de 70 grados durante, al menos, 60 minutos.

5.6. Medidas de Control

Para diseñar una estrategia de control es necesario entender que no todas las garrapatas son igual de peligrosas, ni todas tienen el mismo comportamiento, por lo que primero es determinar cuál/cuáles es/son las especies de garrapatas presentes en una zona (identificación de las/especie/s problema) y así enfocar las medidas de control de una forma específica (control integrado) considerando que la erradicación de las garrapatas no es viable, por lo que el control debe



entenderse como el conjunto de acciones dirigidas a disminuir sus poblaciones en una zona determinada.

5.6.1. Identificación de la/s especie/s problema

Para saber que especies de garrapatas son más importantes en una zona se pueden consultar los [mapas](#) de distribución de garrapatas publicados (65) aunque, si es posible, es preferible realizar un estudio local de poblaciones en la vegetación y en los animales, al menos durante un año con periodicidad mensual. Este estudio es necesario para posteriormente conocer lo mejor posible, además de la/s especie/s diana, en qué zonas es necesario aplicar control diferenciándolo de aquellas otras zonas en las que solo habría que mantener la vigilancia y, en el caso de que estimemos necesario aplicarlo, en qué época/s es necesario llevarlas a cabo.

5.6.2. Control integrado

En los sitios donde sea necesario aplicar control es interesante realizar un mecanismo de evaluación de las medidas tomadas para saber si las poblaciones han disminuido efectivamente o si es necesario tomar otras. En caso de que hayan sido efectivas se deben realizar vigilancias periódicas para saber si vuelven a aumentar.

1. Finalmente, hay que considerar que: los efectos de las medidas de control no son inmediatos sino graduales por lo que una vez que se instauran, deben mantenerse en el tiempo, mínimo dos o tres años, y
2. las medidas de control deben basarse en la gestión del medio ambiente que incluye tanto a los animales (con medidas específicas en función de especie y condición) como a la vegetación (la mayor parte de las garrapatas pasa gran parte de su vida fuera del hospedador por lo que la modificación del entorno condicionará su supervivencia). Las acciones en ambos frentes deben realizarse de forma coordinada porque no suelen coincidir en el tiempo. Así, si desparasitamos a los animales las garrapatas de la vegetación siguen siendo un riesgo y si solo actuamos sobre la vegetación las garrapatas de los animales volverán a contaminar la vegetación.

A continuación, se detallan las medidas de control que han resultado más exitosas frente a las especies más importantes en España, *Ixodes ricinus* y *Hyalomma lusitanicum*. Estas se refieren a aquellas zonas en las que se haya constatado una alta presencia de garrapatas.

5.6.3. *Ixodes ricinus*

Es característica de zonas de gran humedad y, en España, se distribuye fundamentalmente por las zonas húmedas del norte si bien puede estar presente en zonas más secas siempre que exista un mínimo de humedad durante todo el año. Es una especie que no tiene ojos por lo que para acceder al hospedador se sube a la vegetación y cuando éste pasa cerca extiende el primer par de patas para engancharse a él. Por ello, la técnica de la bandera es muy útil para detectar su abundancia en la vegetación.



Es posible que todos los estadios (adultos, ninfas y larvas) de *I. ricinus* se estén alimentando simultáneamente en un mismo animal y como, además, se puede alimentar en una gran multitud de hospedadores diferentes, el índice de parasitación se debe estudiar al menos en los dos o tres hospedadores receptivos más abundantes en la zona.

La dinámica estacional de esta especie en la vegetación puede variar según la zona, pero en general la actividad larvaria es mayor en torno a los meses de verano (junio-agosto), las ninfas y los adultos se pueden recoger durante todo el año, con mayor intensidad en primavera y otoño.

5.6.3.1. Medidas de control de *Ixodes ricinus*

Al ser una especie ligada a muchas especies animales (ejemplares adultos a mamíferos, formas inmaduras a reptiles, mamíferos y aves) y dado que el acceso al ser humano es a través de la vegetación se deberán tomar medidas muy amplias en relación con los animales y el hábitat/entorno, dentro de ellas cabe destacar:

- I. Control en animales: los tratamientos sistemáticos con acaricidas sobre los animales domésticos, especialmente de las especies hospedadoras cuyo índice de parasitación sea más elevado, contribuirá a disminuir sensiblemente las poblaciones de *I. ricinus* y permitirá reducir las futuras.

Los acaricidas autorizados para los animales de renta y de compañía contemplado en el [Registro de entidades y productos zoosanitarios \(64\)](#) dependiente la Dirección General de Sanidad de la Producción Agraria, a través del Servicio de Entidades y Productos Zoosanitarios (64) son eficaces si se aplican adecuadamente y hasta el momento no hay resistencias frente a ellos por lo que su uso es una buena medida. Estas medidas son relativamente abordables en fauna doméstica cuyo manejo es posible.

Sin embargo, también se debe actuar sobre la fauna silvestre de difícil o nulo manejo como roedores, lagartijas, serpientes y otros mamíferos de mayor tamaño. Para los animales silvestres se deben diseñar estrategias *ad hoc* y actuar según los medios disponibles y la fauna existente. Existen en el mercado productos dirigidos a los ratones que se basan en tubos de cartón que contienen algodón impregnado en un acaricida, los ratones se llevan el algodón para construir el nido y así se desparasitan ellos y las crías. Para animales de mayor tamaño se pueden emplear dispositivos como comederos (de acceso libre o que sean selectivos para una especie hospedadora) o bloques de sal en los que se puede añadir el producto acaricida. Hay otros dispositivos que se diseñan en función de la especie destino para que cuando estos pasen el producto les caiga encima, etc.

Otra posibilidad puede ser administrar productos en polvo o en pulverización en madrigueras, zonas de descanso de los animales, y si existen comederos, bebederos, se pueden tratar los alrededores de estas zonas, siempre teniendo en cuenta que pueden tener otras fuentes alternativas de comida o de agua y su efecto será probablemente limitado.

- II. Control en vegetación: en aquellas zonas en las que se pueda hacer limpieza o quema de rastrojos, retirada de hojarasca, rastrillado o roturado del terreno, entre otras, resultan



altamente recomendables ya que además de exponer más a las garrapatas al sol aire, etc., reducirán la humedad del suelo que necesita *I. ricinus* para sobrevivir. Además, se reduce el riesgo de picadura a humanos cuando deambulan por el campo al disminuir la densidad de la vegetación y por lo tanto de garrapatas. En los lugares donde no se pueda hacer de forma generalizada, como en los bosques, zonas de cultivo, etc., se pueden limitar estas medidas y aplicarse a las zonas donde haya más frecuencia de uso como caminos, senderos o rutas muy transitadas, zonas de recreo, etc.

El uso de biocidas autorizados, recogidos en el [Registro de Biocidas](#) dependiente del Área de Sanidad Ambiental del Ministerio de Sanidad (66) no es viable ni recomendado a nivel general, pero es un complemento a tener en cuenta y a aplicar en el marco del control integrado, dado que en determinadas zonas reducen significativamente la población de garrapatas siempre que se haga en los momentos de mayor IAG. El método de aplicación (pulverización, espolvoreo, aplicación de ultra bajo volumen, etc.) dependerá del producto utilizado y siempre se debe realizar con equipos de protección individual diseñados tanto para evitar el riesgo del propio producto como el de que se prendan las garrapatas. Además, será importante evaluar la eficacia de las intervenciones mediante muestreos pre y postratamientos.

- III. La gestión de infraestructuras: en zonas urbanas es útil revisar el diseño de parques, jardines, colegios, viviendas unifamiliares u otras zonas en contacto con las zonas periurbanas, por ejemplo, diseñando el vallado o estructuras de cemento para que impidan el acceso de animales silvestres. Siempre que sea posible es muy recomendable que tengan una zona perimetral con poca vegetación o de fácil limpieza y tratamiento con biocidas si es necesario. Todas las zonas en las que se realicen actividades regularmente (césped, zona de barbacoas, patios, zona de juegos, etc.) deben quedar dentro de esta zona perimetral. También es interesante la siembra de plantas aromáticas con compuestos que tengan acción repelente.

5.6.4. *Hyalomma lusitanicum*

Es característica de zonas secas o con poca humedad y en España se distribuye fundamentalmente desde la franja suroeste, centro y sur, llegando hasta el noreste. Es una especie de gran tamaño que se caracteriza por tener las patas jaspeadas y un par de ojos muy desarrollados.

Para acceder al hospedador, en zonas con poca vegetación, lo persigue activamente una vez que lo ha detectado, pero en zonas en las que la vegetación es alta y densa también puede subirse a ésta y cuando el animal o la persona pasa cerca extiende el primer par de patas para engancharse a él. Por ello, la técnica de la bandera es muy útil para detectar su abundancia tanto sobre la vegetación como en el suelo.

Las larvas y ninfas se alimentan en animales de pequeño tamaño (sobre todo lagomorfos) sobre todo entre mayo y junio, pero pueden aparecer entre abril y noviembre y en los meses de mayor intensidad también pueden alimentarse en ungulados. Los adultos se alimentan en animales de gran tamaño todo el año, con mayor intensidad entre mayo y agosto. Aunque pueden alimentarse en una gran variedad de hospedadores diferentes, los lagomorfos y ungulados silvestres son las especies en



las que debemos realizar vigilancia ya que los ungulados domésticos suelen estar bien desparasitados.

5.6.4.1. Medidas de control de *Hyalomma lusitanicum*

Al ser una especie ligada a muchas especies animales (adultos: fundamentalmente ungulados, pero también carnívoros, lagomorfos y algunas aves; inmaduros: lagomorfos y secundariamente roedores, ungulados, carnívoros y algunas aves) y dado que el acceso al hombre puede ser a través de la vegetación o por persecución activa se deberán tomar medidas muy amplias en relación con los animales y el hábitat/ entorno, dentro de ellas cabe destacar:

- I. Control en animales: hay que tener en cuenta los hospedadores principales –casi todos son silvestres o domésticos explotados en extensivo- que deben ser monitorizados y controlados en lo posible. El papel de roedores, lagartijas, aves, etc. no está bien definido, pero según la zona no puede descartarse que tengan un papel importante como reservorios de esta garrapata. Además del uso de acaricidas autorizados la reducción de la densidad de animales por hectárea disminuirá sensiblemente las poblaciones de *H. lusitanicum* en los animales silvestres y en consecuencia las de los animales domésticos con los que puedan compartir hábitat.

Los acaricidas autorizados para los animales de renta y de compañía son eficaces si se aplican adecuadamente y hasta el momento no hay resistencias frente a ellos por lo que su uso es una buena medida. Se pueden aplicar medidas generales para administrar acaricidas por vía oral o por contacto a la mayor variedad posible de especies animales en cada coto o granja, pero para evitar el desarrollo de resistencias a los acaricidas es preferible diseñar estrategias específicas para cada especie animal y actuar según los medios disponibles.

Para animales de mayor tamaño se pueden emplear dispositivos como comederos (de acceso libre o que sean selectivos para una especie hospedadora) o bloques de sal en los que se puede añadir el producto acaricida. Hay otros dispositivos que se diseñan en función de la especie destino para que cuando estos pasen el producto les caiga encima, etc.

Para el control de los inmaduros también se pueden administrar productos en polvo o en pulverización en madrigueras, y para los adultos aplicarlos en zonas de descanso de los animales o alrededor de comederos, bebederos o charcas.

Los movimientos de animales (replantaciones, etc.) deben aprovecharse para la inspección visual de un número representativo de animales. Siempre es recomendable administrarles un acaricida por vía oral o parenteral sobre todo si los movimientos de los animales se realizan entre abril y septiembre. En caso de que se detecten ejemplares de *H. lusitanicum* hay que replantarse el momento de hacer el movimiento de los animales y en todo caso administrar una segunda dosis una o dos semanas después de haber realizado el movimiento de dichos animales.

- II. Control en vegetación: las medidas descritas para *Ixodes ricinus* pueden ser adecuadas para esta especie, pero hay que tener en cuenta algunas particularidades. *Hyalomma lusitanicum* no necesita tanto la protección de hojas o rastrojos, pero la retirada de éstos en las zonas



que queramos tener más limpias reducirá su supervivencia. Dado que es una especie que persigue al hombre o los animales tras detectarlo/s es importante que las zonas tratadas sean lo suficientemente amplias y además debemos procurar que no sean atractivas para los animales como zonas de descanso o que no les ofrezcan cobijo pues en ese caso estarían añadiendo continuamente más garrapatas al entorno.

- III. La gestión de infraestructuras es imprescindible para reducir el prolongado contacto de conejos, jabalíes o cérvidos con las zonas periurbanas y si es posible evitarlo totalmente. Como en *I. ricinus* es interesante diseñar o rediseñar los vallados tanto de la zona de riesgo (colegios, zonas de recreo...) como un vallado externo que delimite una zona perimetral con poca vegetación, de fácil limpieza y tratamiento con biocidas cuando sea necesario, pero sobre todo que impidan el acceso y asentamiento de animales silvestres. Dado que es una especie que persigue al hombre tras detectarlo es importante que la zona perimetral sea lo más amplia posible. Todas las zonas en las que se realicen actividades regularmente (césped, zona de barbacoas, patios, zona de juegos, etc.) deben quedar dentro de esta zona perimetral si es posible. También es interesante la siembra de plantas aromáticas con compuestos tengan acción repelente.
- IV. La aplicación de biocidas respetuosos con el medio natural es eficaz siempre que se apliquen en aquellas zonas en las que se hayan señalado como de riesgo siempre que se realicen en los momentos en los que hay un elevado nivel de garrapatas en búsqueda activa de hospedador.

5.7. Escenarios de riesgo para las enfermedades transmitidas por garrapatas.

La parte III del Plan contiene una propuesta de escenarios genéricos que combinan la presencia de la garrapata y el patógeno, así como la detección de casos humanos. Estos escenarios pueden ser utilizados para la evaluación de riesgo y el diseño de actuaciones a cualquier nivel administrativo o geográfico y para la pareja vector-patógeno a la que se desee aplicar. Sin embargo, esta propuesta está enfocada fundamentalmente para una enfermedad emergente desigualmente distribuida y con previsión de evolucionar en un periodo de tiempo. En nuestro país, en este momento, la única enfermedad con estas características es la FHCC, para la que es posible diferenciar con claridad diferentes escenarios a lo largo de nuestra geografía. Las enfermedades consideradas endémicas se encontrarían, en su mayoría, en un escenario 2, con una detección de casos variable, por lo que no parece tan adecuado hacer diferencias por escenarios. Y las consideradas con potencial de emergencia se encontrarían en el escenario 0 o 1.

Sin embargo, el desarrollo de gran parte de las actividades propuestas para la FHCC, así como los objetivos generales de esta parte del Plan, se pueden referir a todas las ETG, ya sean endémicas, emergentes, o con potencial de emergencia. Es importante continuar reforzando la prevención, vigilancia y control de todas ellas. Del mismo modo, todos los aspectos relacionados con estas enfermedades y su abordaje, se desarrollan de forma muy extensa en el Plan y sus anexos: en el manual de técnicas de gestión integrada del vector se describen los ciclos biológicos de los patógenos y las garrapatas, los métodos para la vigilancia entomológica y para la detección de patógenos en los vectores y el control vectorial; en las Guías de manejo clínico se desarrollan los aspectos de prevención, diagnóstico y tratamiento de cada una de estas enfermedades humanas; en el anexo de



protección individual, las medidas de prevención, que son universales para todo tipo de garrapatas y las enfermedades transmitidas por ellas.

A diferencia de los mosquitos, la actividad de las garrapatas no se puede prever de forma tan directa en relación con las condiciones climáticas, por lo que es difícil establecer una temporalidad del riesgo. Sin embargo, se considera que el aumento de temperaturas es facilitador de las actividades de aire libre con piel expuesta, por lo que el riesgo de detectar casos humanos sería mayor en primavera y verano.

El nivel territorial al que se aplicarán estos escenarios puede ser el municipio, la provincia, la comunidad autónoma o zonas geográficas seleccionadas, consideradas de mayor riesgo, no necesariamente coincidentes con los límites administrativos. Dada la complejidad de los ciclos vitales de las garrapatas y los factores que incluyen en su desarrollo y actividad, los territorios de riesgo pueden ser incluso puntuales.

La descripción completa de las condiciones y zonas óptimas para la vigilancia entomológica se describen al detalle en el Manual de técnicas de gestión integrada del vector.

Se tendrá en cuenta siempre que el riesgo será mayor si los hallazgos positivos de la vigilancia se sitúan en zonas urbanas y suburbanas donde se concentran tanto la población humana como los focos de cría del vector.

Escenarios de riesgo para las enfermedades transmitidas por garrapatas

Escenario 0: no se ha detectado históricamente la presencia del vector.

0a: se realiza vigilancia entomológica periódica en condiciones y zonas óptimas para una determinada especie de garrapata, sin que se haya constatado su presencia.

0b: no se realiza vigilancia entomológica y no existen datos previos sobre la presencia de la especie en la zona de interés.

Escenario 1: se ha detectado la presencia del vector, sin detección de casos humanos con infección activa.

1a: no se ha constatado la presencia del patógeno en garrapatas en la zona de interés y/o mediante estudios serológicos en humanos o animales.

1b: se ha constatado la presencia del patógeno en garrapatas en la zona de interés, y/o se ha detectado infección mediante estudios serológicos en humanos o animales

Escenario 2: detección de casos humanos.

2a: detección de casos humanos con infección activa en temporadas previas (ni la actual ni la anterior).

2b: detección de casos humanos esporádicos con infección activa en la temporada actual o la anterior.

2c: áreas con detección de casos humanos de forma sostenida durante las tres últimas o más temporadas .

*El posicionamiento dentro de un determinado escenario deberá ser evaluado periódicamente para un mismo territorio (municipio, provincia, comunidad, o zona geográfica seleccionada). El territorio debe ser caracterizado además en función de la especie. Si teniendo una vigilancia adecuada, la situación de riesgo revierte, y se mantiene ausente durante tres años, se podrá pasar a un escenario anterior.



5.8. Objetivos generales, responsables y actividades por escenarios para la gestión Integrada del vector

5.8.1. Objetivos de la gestión integrada del vector.

- OGIV1. Conocer la existencia o ausencia del vector en un área geográfica y detectar precozmente la presencia de VFHCC.
- OGIV2. Conocer, en cada nivel, el riesgo y los factores facilitadores del establecimiento de la garrapata y de la transmisión del virus en el territorio.
- OGIV3. Conocer los principales parámetros entomológicos en cada zona en donde el vector haya sido identificado.
- OGIV4. Disponer de un programa de gestión integrada de garrapatas adaptado a cada territorio.
- OGIV5. Contribuir a la prevención y control del vector.
- OGIV6. Conocer las resistencias a los biocidas utilizados en el control vectorial.
- OGIV7. Monitorizar la población de *Hyalomma* spp. y estimar el riesgo de dispersión del vector.

5.8.2. Responsables de la gestión integrada del vector.

- La competencia de la gestión integrada del vector, cuando se trata de vectores de enfermedades con impacto en salud pública debe ser compartida entre el nivel autonómico y local. La coordinación corresponde al nivel autonómico, el cual debería garantizar las actividades que se describen a continuación, que por otra parte pueden ser gestionadas por las administraciones locales, en virtud de los acuerdos que se establezcan con ellas.
- Por tanto, los responsables de la gestión integrada del vector, son los servicios o unidades de sanidad ambiental de las CC.AA. junto con los responsables de sanidad animal de las CC.AA., la administración local y con otros agentes implicados, tanto del sector público como privado.

5.8.3. Actividades por escenarios de la gestión integrada del vector para la fiebre hemorrágica de Crimea-Congo

Escenarios		Actividades
Escenario 0	0a	AGIV1. Desarrollar modelos de riesgo para guiar las tareas de muestreo.
	0b	



		<p>AGIV2. Realizar muestreos activos del vector, preferiblemente sobre ungulados domésticos o silvestres, intentando concentrarlos en aquellas zonas en las que es más probable la presencia del mismo.</p> <p>AGIV 3. Colaborar con sanidad ambiental en la elaboración de informes de resultados y mapas actualizados de la presencia/ausencia del vector en base a los muestreos realizados.</p> <p>AGIV4. Comunicar a los responsables en cada nivel de aquellas situaciones que pueden suponer una alerta.</p>
Escenario 1	1a	<p>Intensificar las actividades del escenario 0 y además.</p> <p>AGIV5. Confirmar la identificación previa de las garrapatas implicadas</p> <p>AGIV7. Estimar la extensión de la zona en la que existe <i>Hyalomma</i>, así como su estacionalidad y abundancia y la presencia de otras garrapatas.</p> <p>AGIV8. Realizar la búsqueda de VFHCC en <i>Hyalomma</i> y otras especies de garrapatas que parasiten a los ungulados silvestres y domésticos con la colaboración de los laboratorios de referencia de salud humana.</p>
	1b	<p>Reforzar las actividades descritas en los escenarios 0 y 1a y además:</p> <p>AGIV9. Realizar estudios de muestreo mediante la colecta manual de garrapatas ambientales y análisis de las mismas para detectar la presencia del virus y conocer su prevalencia.</p> <p>AGIV10. Ampliar la extensión de los estudios de muestreo a partir del punto inicial de observación del patógeno en el vector.</p> <p>AGIV11. Elaborar un programa de gestión integrada de garrapatas en el que se incluyan todos los sectores implicados y se tengan en cuenta los requerimientos ambientales, con el objetivo de mantener la población garrapatas en un nivel de mínima presencia.</p>
Escenario 2	2a	Reforzar las actividades de los escenarios 0 y 1 y además:
	2b	<p>AGIV12. Proponer medidas de prevención y control específicas en el medio, y en animales domésticos y silvestres, para la reducción de las poblaciones de garrapatas en situaciones concretas.</p>
	2c	



5.8.4. Actividades de gestión integrada del vector para las Enfermedades endémicas transmitidas por garrapatas en España

Las ETG consideradas endémicas en España (EETG), son la enfermedad de Lyme, FEM, FEM-like por *R. monocensis*, *R. helvética* y *R. sibirica mongolitimonae*, Debonel/Tibola, fiebre recurrente transmitida por garrapatas por *B. hispanica*, anaplasmosis, neoehrlichiosis y babesiosis. La tularemia y la fiebre Q se han incluido en este grupo por su situación epidemiológica de endemia, aunque en España no se hay descrito aún ningún caso de transmisión a través de una picadura de garrapata. Todas ellas se encontrarían en un escenario 1-2, con mayor o menor frecuencia de presentación de casos humanos.

- AGIV1. Desarrollar modelos de riesgo para guiar las tareas de muestreo de vectores de EETG.
- AGIV2. Colaborar con sanidad ambiental en la elaboración de informes de resultados y mapas actualizados de la presencia/ausencia del vector en base a los muestreos realizados.
- AGIV3. Comunicar a los responsables en cada nivel de aquellas situaciones que pueden suponer una alerta.
- AGIV4. Estimar la extensión de la zona en la que existe una determinada garrapata vector, así como su estacionalidad y abundancia.
- AGIV5. Realizar la búsqueda de patógenos causantes de EETG en distintas especies de garrapatas con la colaboración de los laboratorios de referencia de salud humana.
- AGIV6. Elaborar un programa de gestión integrada de garrapatas en el que se incluyan todos los sectores implicados y se tengan en cuenta los requerimientos ambientales, con el objetivo de mantener la población de garrapatas transmisoras de EETG en un nivel de mínima presencia.
- AGIV7. Proponer medidas de prevención y control específicas en el medio, y en animales domésticos y silvestres, para la reducción de las poblaciones de garrapatas transmisoras de EETG en situaciones concretas.

5.8.5. Actividades de gestión integrada del vector para las enfermedades con potencial de emergencia transmitidas por garrapatas en España.

Las ETG consideradas con potencial de emergencia (EpETG) en España, son: la fiebre recurrente por *B. miyamotoi* y la encefalitis transmitida por garrapatas. Todas ellas se encontrarían en un escenario 0-1 según la localización, sin que se hayan detectado aún casos humanos. De igual modo se podría incluir en este grupo cualquier otra enfermedad hasta ahora desconocida en nuestro territorio con detecciones en casos humanos en países vecinos o en animales o garrapatas en el nuestro.



Para estas enfermedades las actividades de GIV más importantes son:

AGIV1. Realizar muestreos activos del vector.

AGIV2. Calcular la prevalencia del patógenos de EpETG en garrapatas recogidas de la vegetación, en colaboración con los laboratorios de salud humana.



REFERENCIAS

1. Schaffner F, Angel G, Geoffroy B, Hervy J, Bruhnes J. Les moustiques d'Europe. Logiciel d'identification et d'enseignement. [Internet]. IRD Editions. Paris; 2001 [cited 2023 Feb 16]. Available from: <https://www.documentation.ird.fr/hor/fdi:010027372>
2. Becker N, Petric D, Zgomba M, Boase C, Madon M, Dahl C, et al. Mosquitoes and Their Control. [Internet]. Springer Berlin, Heidelberg. 2010. Available from: <https://doi.org/10.1007/978-3-540-92874-4>
3. MediLabSecure : MosKeyTool [Internet]. [cited 2023 Feb 16]. Available from: <https://www.medilabsecure.com/moskeytool>
4. Cebrián-Camisón S, Martínez-de la Puente J, Figuerola J. A Literature Review of Host Feeding Patterns of Invasive Aedes Mosquitoes in Europe. *Insects*. 2020 Dec;11(12):848.
5. Kaufman MG, Fonseca DM. Invasion biology of *Aedes japonicus japonicus* (Diptera: Culicidae). *Annu Rev Entomol*. 2014;59:31–49.
6. Collantes F, Delgado JA, Alarcón-Elbal PM, Delacour S, Lucientes J. First confirmed outdoor winter reproductive activity of Asian tiger mosquito (*Aedes albopictus*) in Europe. *An Biol*. 2014;71–6.
7. Eritja R, Palmer JRB, Roiz D, Sanpera-Calbet I, Bartumeus F. Direct Evidence of Adult *Aedes albopictus* Dispersal by Car. *Sci Rep*. 2017 24;7(1):14399.
8. Collantes F, Delacour S, Alarcón-Elbal PM, Ruiz-Arrondo I, Delgado JA, Torrell-Sorio A, et al. Review of ten-years presence of *Aedes albopictus* in Spain 2004-2014: known distribution and public health concerns. *Parasit Vectors*. 2015 Dec 23;8:655.
9. Eritja R, AC Padrós J, Goula M, Lucientes J, Escosa R, Marqués E, Cáceres F. European Mosquito Bulletin, 8 (2000), Journal of the European Mosquito Control Association ISSN - PDF Descargar libre [Internet]. [cited 2022 Dec 1]. Available from: <https://docplayer.es/89040827-European-mosquito-bulletin-8-2000-journal-of-the-european-mosquito-control-association-issn.html>
10. Rizzoli A, Jimenez-Clavero MA, Barzon L, Cordioli P, Figuerola J, Koraka P, et al. The challenge of West Nile virus in Europe: knowledge gaps and research priorities. *Euro Surveill Bull Eur Sur Mal Transm Eur Commun Dis Bull*. 2015 May 21;20(20):21135.
11. Engler O, Savini G, Papa A, Figuerola J, Groschup MH, Kampen H, et al. European surveillance for West Nile virus in mosquito populations. *Int J Environ Res Public Health*. 2013 Oct 11;10(10):4869–95.
12. Muñoz J, Ruiz S, Soriguer R, Alcaide M, Viana DS, Roiz D, et al. Feeding patterns of potential West Nile virus vectors in south-west Spain. *PloS One*. 2012;7(6):e39549.



13. Jupp PG. The ecology of West Nile virus in South Africa and the occurrence of outbreaks in humans. *Ann N Y Acad Sci.* 2001 Dec;951:143–52.
14. Figuerola J, Jiménez-Clavero MÁ, Ruíz-López MJ, Llorente F, Ruiz S, Hoefler A, et al. A One Health view of the West Nile virus outbreak in Andalusia (Spain) in 2020. *Emerg Microbes Infect.* 2022 Dec 31;11(1):2570–8.
15. Loetti V, Schweigmann N, Burrioni N. Development rates, larval survivorship and wing length of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) at constant temperatures. *J Nat Hist.* 2011 Sep 1;45(35–36):2203–13.
16. Diniz DFA, de Albuquerque CMR, Oliva LO, de Melo-Santos MAV, Ayres CFJ. Diapause and quiescence: dormancy mechanisms that contribute to the geographical expansion of mosquitoes and their evolutionary success. *Parasit Vectors.* 2017 Jun 26;10(1):310.
17. Rudolf I, Betášová L, Blažejová H, Venclíková K, Straková P, Šebesta O, et al. West Nile virus in overwintering mosquitoes, central Europe. *Parasit Vectors.* 2017 Oct 2;10(1):452.
18. Gangoso L, Aragonés D, Martínez-de la Puente J, Lucientes J, Delacour-Estrella S, Estrada Peña R, et al. Determinants of the current and future distribution of the West Nile virus mosquito vector *Culex pipiens* in Spain. *Environ Res.* 2020 Sep;188:109837.
19. Martínez-de la Puente J, Ferraguti M, Ruiz S, Roiz D, Llorente F, Pérez-Ramírez E, et al. Mosquito community influences West Nile virus seroprevalence in wild birds: implications for the risk of spillover into human populations. *Sci Rep.* 2018 Feb 8;8(1):2599.
20. Gomes B, Sousa CA, Novo MT, Freitas FB, Alves R, Côrte-Real AR, et al. Asymmetric introgression between sympatric molestus and pipiens forms of *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae) in the Comporta region, Portugal. *BMC Evol Biol.* 2009 Nov 6;9(1):262.
21. World Health Organization. Ethical issues associated with vector-borne diseases: report of a WHO scoping meeting, Geneva, 23–24 February 2017 [Internet]. World Health Organization; 2017 [cited 2022 Dec 19]. Report No.: WHO/HTM/NTD/VEM/2017.07. Available from: <https://apps.who.int/iris/handle/10665/259687>
22. González-Pérez MI, Faulhaber B, Williams M, Brosa J, Aranda C, Pujol N, et al. A novel optical sensor system for the automatic classification of mosquitoes by genus and sex with high levels of accuracy. *Parasit Vectors.* 2022 Jun 6;15(1):190.
23. Aranda C, Eritja R, Roiz D. First record and establishment of the mosquito *Aedes albopictus* in Spain. *Med Vet Entomol.* 2006 Mar;20(1):150–2.
24. Bartumeus F, Palmer J, Oltra A. Citizen Science: A Gateway for Innovation in Disease-Carrying Mosquito Management?. *Trends Parasitol.* 2018;



25. Eritja R, Ruiz-Arrondo I, Delacour-Estrella S, Schaffner F, Álvarez-Chachero J, Bengoa M, et al. First detection of *Aedes japonicus* in Spain: an unexpected finding triggered by citizen science. *Parasit Vectors*. 2019 Jan 23;12(1):53.
26. Ministerio de Sanidad. Identificación del mosquito *Aedes aegypti* en la isla de La Palma. Evaluación rápida de riesgo [Internet]. 2022. Available from: https://www.sanidad.gob.es/profesionales/saludPublica/ccayes/alertasActual/docs/20220504_Ae_aegypti_ERR.pdf
27. Montalvo T, Higueros A, Valsecchi A, Realp E, Vila C, Ortiz A, et al. Effectiveness of the Modification of Sewers to Reduce the Reproduction of *Culex pipiens* and *Aedes albopictus* in Barcelona, Spain. *Pathogens*. 2022 Apr;11(4):423.
28. Roche J, Bell L, Galvão C, Golumbic YN, Kloetzer L, Knoblen N, et al. Citizen Science, Education, and Learning: Challenges and Opportunities. *Front Sociol* [Internet]. 2020 [cited 2023 Feb 10];5. Available from: <https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/fsoc.2020.613814>
29. Freeman S, Eddy SL, McDonough M, Smith MK, Okoroafor N, Jordt H, et al. Active learning increases student performance in science, engineering, and mathematics. *Proc Natl Acad Sci*. 2014 Jun 10;111(23):8410–5.
30. Bonney R, Cooper CB, Dickinson J, Kelling S, Phillips T, Rosenberg KV, et al. Citizen Science: A Developing Tool for Expanding Science Knowledge and Scientific Literacy. *BioScience*. 2009 Dec;59(11):977–84.
31. Aristeidou M, Lorke J, Ismail N. Citizen Science: Schoolteachers' Motivation, Experiences, and Recommendations. *Int J Sci Math Educ* [Internet]. 2022 Nov 28 [cited 2023 Feb 10]; Available from: <https://doi.org/10.1007/s10763-022-10340-z>
32. Abramides GC, Roiz D, Guitart R, Quintana S, Guerrero I, Giménez N. Effectiveness of a multiple intervention strategy for the control of the tiger mosquito (*Aedes albopictus*) in Spain. *Trans R Soc Trop Med Hyg*. 2011 May;105(5):281–8.
33. Novick A, Vaisnys JR. Echolocation of Flying Insects by the Bat, *Chilonycteris parnellii*. *Biol Bull*. 1964;127(3):478–88.
34. Puig-Montserrat X, Flaquer C, Gómez-Aguilera N, Burgas A, Mas M, Tuneu C, et al. Bats actively prey on mosquitoes and other deleterious insects in rice paddies: Potential impact on human health and agriculture. *Pest Manag Sci*. 2020;76(11):3759–69.
35. Wray AK, Jusino MA, Banik MT, Palmer JM, Kaarakka H, White JP, et al. Incidence and taxonomic richness of mosquitoes in the diets of little brown and big brown bats. *J Mammal*. 2018 Jun 1;99(3):668–74.
36. Bellini R. Safety, regulatory and environmental issues with sterile insect technique-based mosquito vector control in European countries. *Rev Sci Tech Int Off Epizoot*. 2022 May;41(1):170–7.



37. Zheng X, Zhang D, Li Y, Yang C, Wu Y, Liang X, et al. Incompatible and sterile insect techniques combined eliminate mosquitoes. *Nature*. 2019 Aug;572(7767):56–61.
38. Pichler V, Caputo B, Valadas V, Micocci M, Horvath C, Virgillito C, et al. Geographic distribution of the V1016G knockdown resistance mutation in *Aedes albopictus*: a warning bell for Europe. *Parasit Vectors*. 2022 Aug 5;15(1):280.
39. Reglamento (UE) N° 528/2012, del Parlamento Europeo y del Consejo, de 22 de mayo de 2012, relativo a la comercialización y el uso de los biocidas [Internet]. Available from: <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/ES/TXT/PDF/?uri=CELEX:02012R0528-20220415&from=EN>
40. Ministerio de Sanidad, Salud ambiental y laboral. Biocidas - Productos biocidas [Internet]. [cited 2023 Jan 31]. Available from: <http://www.msbs.es/ciudadanos/productos.do?tipo=biocidas>
41. Ministerio de Sanidad. Registro de plaguicidas no agrícolas [Internet]. [cited 2023 Feb 16]. Available from: <https://www.sanidad.gob.es/ciudadanos/productos.do?tipo=plaguicidas>
42. European Chemicals Agency (ECHA). Information on biocides [Internet]. [cited 2023 Jan 31]. Available from: <https://echa.europa.eu/es/information-on-chemicals/biocidal-active-substances>
43. Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. Portal INSST. 2022 [cited 2023 May 3]. Guía técnica evaluación y prevención de riesgos relacionados con agentes químicos. Available from: <https://www.insst.es/el-instituto-al-dia/guia-tecnica-para-la-evaluacion-y-prevencion-de-los-riesgos-relacionados-con-agentes-quimicos-ano-2022>
44. Instituto Nacional de Seguridad y Salud en el Trabajo. Portal INSST. [cited 2023 May 3]. Protocolos de vigilancia específica de los trabajadores. Available from: <https://www.insst.es/stp/protocolos-de-vigilancia-especifica-de-los-trabajadores>
45. Sonenshine DE. The biology of tick vectors of human disease. In: *Tick-Borne Diseases of Humans*. John Wiley & Sons, Ltd; 2005. p. 12–36.
46. Estrada-Pena A, Bouattour AJLC, Cámicas JL, Walker AR. Tick of domestic animals in Mediterranean region. 2004.
47. Valcárcel F, González J, González MG, Sánchez M, Tercero, JM, Elhachimi L, et al. Comparative Ecology of *Hyalomma lusitanicum* and *Hyalomma marginatum* Koch, 1844 (Acarina: Ixodidae). 2020.
48. Kahl O, Gray JS. The biology of *Ixodes ricinus* with emphasis on its ecology. *Ticks Tick-Borne Dis*. 2023;14(2):102114.
49. Gray J, Kahl O, Zintl A. What do we still need to know about *Ixodes ricinus*? *Ticks Tick-Borne Dis*. 2021;12(3):101682.



50. Valcárcel F, Elhachimi L, Vilá M, Tomassone L, Sánchez M, Selles SMA, et al. Emerging *Hyalomma lusitanicum*: From identification to vectorial role and integrated control. *Med Vet Entomol.* 2023;37(3):425–59.
51. Estrada-Pena A, Palomar AM, Santibanez P, Sanchez N, Habela MA, Portillo A, et al. Crimean-Congo hemorrhagic fever virus in ticks, Southwestern Europe, 2010. *Emerg Infect Dis.* 2012 Jan;18(1):179–80.
52. Sánchez-Seco MP, Sierra MJ, Estrada-Peña A, Valcárcel F, Molina R, de Arellano ER, et al. Widespread Detection of Multiple Strains of Crimean-Congo Hemorrhagic Fever Virus in Ticks, Spain. *Emerg Infect Dis.* 2021;28(2):394–402.
53. Gargili A, Estrada-Peña A, Spengler JR, Lukashev A, Nuttall PA, Bente DA. The role of ticks in the maintenance and transmission of Crimean-Congo hemorrhagic fever virus: A review of published field and laboratory studies. *Antiviral Res.* 2017;144:93–119.
54. Portillo A, Santibáñez S, García-Álvarez L, Palomar AM, Oteo JA. Rickettsioses in Europe. *Microbes Infect.* 2015;17(11–12):834–8.
55. Spitalská E, Stefanidesová K, Kocianová E, Boldiš V. *Rickettsia slovacica* and *Rickettsia raoultii* in *Dermacentor marginatus* and *Dermacentor reticulatus* ticks from Slovak Republic. *Exp Appl Acarol.* 2012;57(2):189–97.
56. Dautel H, Dippel C, Oehme R, Hartelt K, Schettler E. Evidence for an increased geographical distribution of *Dermacentor reticulatus* in Germany and detection of *Rickettsia* sp. RpA4. *Int J Med Microbiol IJMM.* 2006;296 Suppl 40:149–56.
57. Rubel F, Brugger K, Pfeiffer M, Chitimia-Dobler L, Didyk YM, Leverenz S, et al. Geographical distribution of *Dermacentor marginatus* and *Dermacentor reticulatus* in Europe. *Ticks Tick-Borne Dis.* 2016;7(1):224–33.
58. Millán J, Rodríguez-Pastor R, Estrada-Peña A. Description of *Rhipicephalus hibericus* sp. nov. (Ixodoidea: Ixodidae), a species of the *Rhipicephalus sanguineus* group in southwestern Europe. *Ticks Tick-Borne Dis.* 2024;15(4):102340.
59. Portillo A, de Sousa R, Santibáñez S, Duarte A, Edouard S, Fonseca IP, et al. Guidelines for the Detection of *Rickettsia* spp. *Vector Borne Zoonotic Dis Larchmt N.* 2017;17(1):23–32.
60. Gilot B, Laforge ML, Pichot J, Raoult D. Relationships between the *Rhipicephalus sanguineus* complex ecology and Mediterranean spotted fever epidemiology in France. *Eur J Epidemiol.* 1990;6(4):357–62.
61. Remesar S, Castro-Scholten S, Cano-Terriza D, Díaz P, Morrondo P, Jiménez-Martín D, et al. Molecular identification of zoonotic *Rickettsia* species in Ixodidae parasitizing wild lagomorphs from Mediterranean ecosystems. *Transbound Emerg Dis.* 2022;69(4):e992–1004.
62. Ferreira FC, González J, Milholland MT, Tung GA, Fonseca DM. Ticks (Acari: Ixodida) on synanthropic small and medium-sized mammals in areas of the



- northeastern United States infested with the Asian longhorned tick, *Haemaphysalis longicornis*. *Int J Parasitol.* 2023;53(14):809–19.
63. Zepeda Sein, C. Méthode d'évaluation des risques zoonositaires lors des échanges internationaux. In *Séminaire sur la sécurité zoonositaire des échanges dans les Caraïbes*. OIE. 1998;2–17.
64. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Registro de entidades y productos zoonositarios [Internet]. 2025. Available from: <https://www.mapa.gob.es/es/ganaderia/temas/sanidad-animal-higiene-ganadera/Higiene-de-la-produccion-primaria-ganadera/registro-de-productos-zoonositarios/>
65. Ministerio de Sanidad. Plan Nacional de prevención, Vigilancia y control de Enfermedades Transmitidas por Vectores [Internet]. 2024. Available from: https://www.sanidad.gob.es/areas/alertasEmergenciasSanitarias/preparacionRespuesta/Plan_Vectores.htm
66. Ministerio de Sanidad. Registro y Autorización de biocidas [Internet]. 2025. Available from: <https://www.sanidad.gob.es/areas/sanidadAmbiental/biocidas/home.htm>
67. Boletín Oficial del Estado. Orden PRE/777/2011, de 4 de abril, por la que se incluyen las sustancias activas Dazomet y N, N-dietil-meta-toluamida, en el Anexo I del Real Decreto 1054/2002, de 11 de octubre, por el que se regula el proceso de evaluación para el registro, autorización y comercialización de biocidas.
68. Boletín Oficial del Estado. Reglamento de Ejecución (UE) n° 406/2014 de la Comisión, de 23 de abril de 2014, por el que se aprueba el uso del butilacetilaminopropionato de etilo como sustancia activa existente en biocidas del tipo de producto 19.



ANEXO 1. Protocolo de vigilancia entomo-virológica frente al virus del Nilo Occidental



Equipo redactor: Jordi Figuerola^{1,3}, Shirin Taheri¹, Mikel A. González^{1,3}, María José Ruiz-López^{1,3}, Sergio Magallanes^{1,3}, Ana Vázquez^{2,3}.

¹Estación Biológica de Doñana (CSIC), ²Centro Nacional de Microbiología (ISCIII), ³CIBER Epidemiología y Salud Pública.

Memoria realizada como parte del contrato *Evaluación de riesgo para detección de métodos y puntos de interés para la vigilancia entomológica de la Fiebre del Nilo Occidental en España* en el marco del proyecto SPVECTORSURV, financiado con fondos de la Unión Europea del programa EU4HEALTH. *Scaling up One health vector-borne zoonotic diseases monitoring and surveillance in Spain (SPVECTORSURV)*. Proyecto 101132820 de la convocatoria EU4H-2022-DGA-MS-IBA3

Coordinado por los Ministerios de Agricultura, Pesca y Alimentación, Sanidad y Transición ecológica y reto demográfico y la Fundación Estatal Salud, Infancia y Bienestar Social (FCSAI) y financiado por la Unión Europea (European Health and Digital Executive Agency, HADEA).



Cofinanciado por
la Unión Europea

Los puntos de vista y opiniones expresados son únicamente los del autor o autores y no reflejan necesariamente las de los Ministerios coordinadores, la Unión Europea o las de HADEA. Por ello, ni los Ministerios coordinadores ni la Unión Europea ni HADEA pueden ser consideradas responsables de los mismos.



Este documento recoge los protocolos de vigilancia entomológica utilizados desde el 2020 por la Estación Biológica de Doñana-CSIC y el Centro Nacional de Microbiología-ISCIII para la detección del virus del Nilo Occidental (VNO) en muestras de mosquitos.

Estas técnicas se han aplicado tanto en los distintos proyectos de investigación realizados por estas entidades en Andalucía, así como para el “Servicio para la realización de la vigilancia entomológica para la identificación de agentes patógenos en vectores artrópodos” ejecutado por la Estación Biológica de Doñana para la Consejería de Salud y Familias de la Junta de Andalucía entre 2022 y 2024.

1. Selección y localización de trampas

La selección de las zonas para colocar las trampas está determinada por los objetivos del programa de vigilancia, en este caso, la detección temprana de la circulación del virus del Nilo Occidental en un territorio. Para ello, se priorizan zonas con abundancia de mosquitos, especialmente de las principales especies vectoras del virus: *Culex perexiguus*, *Culex pipiens* y *Culex modestus* (Muñoz et al. 2012, Engler et al. 2013, Rizzoli et al. 2015) en el caso de Andalucía. Por este motivo las zonas elegidas deben estar cercanas a cultivos irrigados (p.e. arrozales), arroyos y riberas, lagunas temporales, marismas de agua dulce, u otros ambientes que favorezcan la abundancia de estas especies, como centros de tratamiento de aguas (EDAR) (Roiz et al. 2015, Ferraguti et al. 2016). No es prioritario la colocación de las trampas en los interiores de las zonas urbanas, ya que el objetivo es detectar el virus antes de que se produzcan casos de infección en humanos, seleccionando prioritariamente áreas con alta población de mosquitos en entornos próximos a áreas habitadas.

Para el emplazamiento de las trampas en zonas poco conocidas, se recomienda realizar una primera exploración utilizando la capa de Satélite de Google Maps para localizar zonas potencialmente atractivas para estas especies de mosquitos basándonos en los criterios anteriores. Posteriormente, se realizará una visita de la zona para comprobar *in situ* los lugares de muestreo y su adecuación para la instalación de las trampas.

A continuación, se mencionan los criterios más relevantes que se deben de tener en cuenta para la selección de las zonas de colocación de las trampas (Figuras 1 y 2):

- i) **Selección de zonas de bajo tránsito o movimiento humano.** Es fundamental elegir áreas con bajo tránsito humano para evitar que las trampas sean vandalizadas o robadas durante su uso. Este punto es especialmente importante, ya que es frecuente que personas ajenas al proyecto manipulen las trampas, por simple curiosidad, lo que generalmente las deja inoperativas. Por este motivo, además de elegir lugares apartados o poco concurridos, se recomienda etiquetar las trampas con información relevante, como la entidad responsable, el propósito del material de investigación y un número de teléfono de contacto, si es posible.



- ii) **Selección de zonas con vegetación que ofrezcan cobertura.** Las trampas deben ubicarse en áreas con vegetación que las proteja del viento. En zonas abiertas (sin cobertura vegetal o arbórea), es probable que se capturen un número significativamente menor de ejemplares en comparación con aquellas colocadas en zonas con abundante cobertura vegetal. En este punto deben de tenerse cuatro aspectos en cuenta. La abertura de la trampa (zona de succión de los ejemplares) debe permanecer libre de vegetación para que no interfiera en el funcionamiento del ventilador y la pluma de emisión de dióxido de carbono. En segundo lugar, la trampa no debe exponerse directamente al sol ni instalarse sobre superficies sin cobertura vegetal (Figuras 1 y 2). En tercer lugar, el éxito de las capturas se verá favorecido si la trampa se instala en lugares donde en las inmediaciones haya zonas de cría de mosquitos. En último lugar, zonas ventosas son típicamente inadecuadas para la captura de mosquitos, por ese motivo zonas protegidas del viento o con vegetación son más favorables para el éxito de las trampas.



Figura 1. Esquema a la izquierda de una trampa tipo Bg-Sentinel situada correctamente en una zona con cobertura vegetal dejando libre la zona superior para que los mosquitos puedan acercarse con facilidad a la zona de succión de la trampa. En el centro, un emplazamiento inapropiado por exceso de vegetación sobre la apertura de la trampa. A la derecha, un emplazamiento inapropiado por falta de cobertura vegetal.

- iii) **Selección de puntos con fácil acceso y seguridad.** Se deben priorizar lugares donde sea posible estacionar el vehículo en condiciones de seguridad (descampados, zonas de descanso, vías secundarias, caminos rurales, etc.). Además, es fundamental que el acceso a la trampa no implique riesgos para los operarios (e.j. zanjas peligrosas, terrenos escarpados, arcones de carretera o zonas de baja visibilidad como cambios de rasante o curvas, etc.).

La ubicación de las trampas no debe exceder una distancia de 100-200 metros del vehículo, ya que las baterías de las trampas son pesadas y podrían suponer un esfuerzo considerable para los operarios, especialmente en rutas largas con múltiples trampas. También se debe asegurar que el terreno sea firme y de que en caso de lluvias la trampa no quede inundada (Figura 3). De la misma manera, es importante prever problemas de acceso en vehículo durante períodos de lluvias intensas. En última instancia, se debe evitar instalar las trampas en zonas de pastoreo, cosecha o desbroce, para reducir los riesgos de que la trampa se vea dañada.

- iv) **Otras consideraciones.** En algunas ocasiones, se optan por instalar las trampas en propiedades privadas, lo que puede reducir el riesgo de que las



trampas sean vandalizadas. En estos casos, es esencial contactar previamente con el propietario para obtener su autorización y asegurarse de que el acceso a la parcela está disponible en el momento de poner y recoger las trampas, evitando retrasos derivados de la ausencia de las personas responsables de la propiedad.



Figura 2. Imagen de emplazamientos adecuados típicos de trampas de tipo BG-Sentinel con diferentes tipos de cobertura vegetal o protección frente al viento.



Figura 3. Ejemplos de emplazamientos inadecuados de trampas. En las dos primeras fotografías, la trampa (modelo BG-Sentinel) está localizada en una zona de inundación y en la segunda fotografía la trampa (modelo Mosquitaire) está expuesta sin protección vegetal en medio de un jardín.



2. Métodos de trampeo

En el mercado existe una amplia variedad de sistemas de trampeo disponibles para la captura de mosquitos adultos, que abarcan desde enfoques pasivos a activos. Sin embargo, por su robustez y facilidad de uso, se emplean con mayor frecuencia dos tipos:

Trampas de succión-aspiración: tipo BG-Sentinel y tipo CDC

Disponibilidad en el mercado. Ambos tipos de trampa están disponibles en el mercado. No obstante, actualmente hay un desabastecimiento de las trampas CDC (Center Disease Control) convencionales. Estas trampas pueden ser adquiridas directamente a través de sus distribuidores oficiales, Alemania en el caso de la BG-Sentinel, y USA en el caso de las CDC. También hay varios distribuidores nacionales que proveen este material (Figura 4).



Figura 4. Modelos de trampas más empleados para la captura de mosquitos. Modelos BG-Sentinel y CDC, respectivamente.

Adecuación y uso. Ambas trampas son eficaces para la captura de mosquitos y son ampliamente utilizadas en distintos programas de vigilancia en todo el mundo. Los niveles de captura en ambas trampas son similares (Roiz et al. 2012), si bien los datos pueden variar geográficamente. El atrayente utilizado para capturar los mosquitos tiene un efecto mucho más importante sobre la abundancia de las capturas que el tipo de trampa (Roiz et al. 2012). Sin embargo, si el objetivo es obtener datos comparables a lo largo del tiempo, es conveniente utilizar un único tipo de trampa y atrayente, manteniendo la ubicación y características de las trampas constantes.

Funcionamiento. Ambas trampas cuentan con un ventilador que retiene los mosquitos atraídos (Figura 5), normalmente alimentado por una batería de 12 Voltios y 12-18 amperios de potencia (como las utilizadas para motocicletas o similares) (Figura 6). A mayor amperaje, mayor tiempo en funcionamiento de la trampa. Como regla general, para asegurar la máxima energía en el ventilador durante un periodo de 24 h, se recomienda el uso de baterías de al menos 12 amperios. Las trampas CDC también pueden funcionar con baterías de 6V, dependiendo del modelo. Es posible alimentar las trampas con otras fuentes de energía, como pilas alcalinas (Figura 6) o cargadores de móviles de alta potencia.



Asimismo, se puede adaptar el cableado para conectar las trampas a la corriente eléctrica (220 V) si se planea su uso en lugares con acceso permanente a esta fuente.



Figura 5. Ventilador de la trampa CDC y BG-Sentinel, respectivamente.



Figura 6. Ejemplo de batería de plomo (12V) y dispositivo de pilas alcalinas para alimentar con energía las trampas de succión.

Idiosincrasia de las trampas.

- Las trampas CDC suelen ser más costosas que las BG-Sentinel
- Las trampas BG-Sentinel son más robustas y presentan menos problemas de malfuncionamiento que las CDC.
- Las BG-Sentinel incluyen una funda para facilitar su transporte y almacenaje.
- Las trampas CDC incorporan una fuente de luz, mientras que las BG-Sentinel incluyen un adaptador para el uso de BG-Lure, un atrayente específico para mosquitos del género *Aedes*.
- Las trampas CDC traen un “plato” protector contra la lluvia directa. En el modelo BG-Sentinel, este protector se adquiere por separado.
- Las trampas CDC suelen, por lo general, ser más apropiadas para estudios de diversidad de mosquitos ya que cuentan con una fuente de luz.
- Las BG-Sentinel son más fáciles de instalar, ya que no requieren estructuras para colgarlas. Las CDC, al ser más visibles debido a la luz, son más proclives al vandalismo.
- La BG-Sentinel es el modelo utilizado por nuestro equipo de investigación en los proyectos y programas de vigilancia realizados en Andalucía.

Fuentes de atracción. El diseño de cada modelo de trampa busca ser atractivo para los mosquitos. Por ejemplo, las BG-Sentinel tienen una silueta específica y patrones de color atractivos para los mosquitos. El modelo de CDC, en cambio, incluye una fuente de luz (incandescente o fluorescente, según el modelo) (Figura 7), que les permite atraer mosquitos basándose en el principio de fototropismo positivo, aunque el volumen de capturas será reducido.

No obstante, el éxito en las capturas, depende principalmente del uso de dióxido de carbono como atrayente. En los estudios realizados en Andalucía, se utilizaron trampas BG-Sentinel equipadas con aproximadamente 0,5-1 kg de hielo seco como atrayente. El hielo seco o nieve carbónica se comercializa en forma de pellets de diversos tamaños o en bloques de mayor tamaño. Nosotros recomendamos el uso de pellets de tamaño



mediano (> 16 mm). Alternativamente se puede usar dióxido de carbono en su forma gaseosa mediante bombonas (ver siguiente apartado).



Figura 7. Modelos de trampa CDC de origen americano. A la izquierda con luz incandescente y a la derecha con tubo de luz fluorescente (UV/negra).

El hielo seco debe colocarse en un recipiente de poliestireno con una salida en la parte superior conectada a un tubo de PTFE de 2 mm de diámetro interno. Existen multitud de ejemplos de recipientes para almacenar y dispensar el hielo seco, si bien el modelo que se ha empleado es fácil de construir y ha mostrado resultados muy buenos en el programa de vigilancia de Andalucía (Figura 8). Es fundamental que el hielo seco esté confinado en un recipiente de paredes gruesas y aislantes, y que la fuente de CO_2 se ubique junto a la trampa. El tubo debe dirigir el flujo continuo de CO_2 hacia la entrada de la trampa BG.

En regiones menos cálidas, se pueden utilizar cantidades menores de hielo seco, pero es esencial que al recoger las trampas quede algún resto de hielo seco.



Figura 8. Caja de poliestireno de 5 cm de grosor con una salida en la parte superior conectada a un tubo de PTFE de 2 mm de diámetro interno.



Duración del muestreo. Las trampas se instalan por la mañana y se retiran aproximadamente 24 horas después. Este periodo se determina por la duración de las baterías y la necesidad de preservar los posibles virus presentes en las muestras con mosquitos. El uso de CO₂ como atrayente puede aumentar por 100 veces el volumen de las capturas (Roiz et al. 2012), por lo que es crucial asegurarse de que la cantidad de hielo seco utilizada sea suficiente para mantener el flujo continuo de CO₂ durante las 24 horas. El hielo seco sobrante (que queda en el fondo del recipiente de poliespán) se utiliza para matar inmediatamente a los mosquitos capturados y garantizar que se mantiene la cadena de frío hasta su llegada al laboratorio. Es importante que las bolsas (redes) que contienen los mosquitos no estén en contacto directo con el hielo seco para evitar daños en los mosquitos.

Otras fuentes de atracción. En algunos programas de vigilancia, se utilizan bombonas de CO₂ con reguladores de flujo (Figura 9). Mediante el uso de un temporizador se puede regular en qué momento del día se libera el CO₂. Estos equipos pueden operar sin intervención humana por periodos largos de tiempo y normalmente se instalan dentro de una caja metálica o protección para evitar su manipulación. Sin embargo, si se van a realizar análisis para la detección de virus sigue siendo necesario realizar dos visitas separadas por 24 horas, la primera para eliminar los mosquitos antiguos y la segunda para recoger los mosquitos que han caído en las últimas 24 horas. Estos equipos requieren normalmente la conexión a la red eléctrica o el uso de una placa solar para asegurar su funcionamiento durante periodos prolongados de tiempo. La manipulación de bombonas de CO₂ implica tomar medidas de seguridad adicionales en el transporte y también debe tenerse en cuenta su elevado peso en la manipulación. Por tanto, considerando, que, en el transporte de mosquitos, para mantener la cadena de frío, sigue siendo necesario disponer de hielo seco, solo se recomienda esta metodología para estudios faunísticos que no requieran de análisis virológico, o en aquellos emplazamientos donde sea difícil obtener hielo seco.

La tercera forma de generar un flujo de CO₂ es a través de la fermentación de azúcar, agua y levadura activada (*Saccharomyces cerevisiae*). Aunque esta forma se utiliza en algunos países, presenta bastantes inconvenientes. En primer lugar, la cantidad de dióxido de carbono generado es irregular y únicamente alcanza los niveles deseados durante un periodo corto de tiempo. En segundo lugar, pueden liberarse subproductos que interfieren con el proceso de olfacción de los mosquitos.



Existen otros atrayentes comerciales en forma de tabletas, sobres o cartuchos que emiten olores atractivos para los mosquitos (Figura 10). Estos productos son especialmente efectivos para capturar mosquitos del género *Aedes*. Sin embargo, también tiene un cierto efecto en atraer mosquitos del género *Culex*, si bien su eficacia es muy inferior al uso de CO₂.



Figura 9. Trampas CDC equipadas con bombonas de CO₂.



Figura 10. Otros atrayentes disponibles en el mercado en forma de tabletas, sobres o cartuchos que desprenden olores atractivos para los mosquitos.

Material de campo, carga y transporte

Es fundamental asegurarse de contar con todo el material necesario para la realización de las tareas de campo, así como llevar material de repuesto (e.j. redes y baterías).



Previo al inicio del viaje, se debe calcular el número de puntos necesarios que incluye la ruta. Se recomienda llevar siempre una trampa y una batería adicional como reemplazo.

- Cajas de poliestireno
- Baterías cargadas
- Trampas
- Redes de captura
- Etiquetas
- Rotuladores y lápices
- Pala de hielo
- Hielo seco

Carga de las baterías. Las baterías deben cargarse y almacenarse tras su uso en lugares habilitados especialmente para este propósito. Es importante recordar que la carga de baterías puede generar vapores de hidrógeno, por lo que el espacio destinado para la carga debe estar ventilado y preparado para evitar riesgos (Figura 11). No deben cargarse las baterías en los espacios de trabajo de oficina.



Figura 11. Sala habilitada para la carga simultánea de hasta 60 baterías.

Transporte. Es recomendable la colocación del material de trampeo de forma ordenada en el vehículo con el fin de evitar caídas, golpes y roturas del material durante el transporte (Figura 12).



Figura 12. Distribución del material de captura de mosquitos en el interior del vehículo con todo el material perfectamente ordenado y asegurado.

Colocación y recogida de trampas

Colocación de trampas. Una vez seleccionado los lugares de colocación de las trampas, es recomendable colocar la batería en el interior de la trampa, así permanece protegida de los factores externos y fuera del alcance de animales (Figura 13). Esto solo es posible hacerlo con las trampas BG-Sentinel no con las CDC.



Figura 13. Colocación de la batería en el interior de la trampa BG-Sentinel.



Es imprescindible identificar la procedencia de cada uno de los colectores de mosquitos, para ello introduciremos una etiqueta en el interior de la bolsa colectora (redes) al colocar la trampa donde se indique: Fecha de recogida de la trampa, zona o punto de colocación de la trampa, técnico encargado de la colocación de la trampa (Figura 14).



Figura 14. Etiqueta con los datos del recolector, fecha, punto de muestreo dentro de la red de la BG-Sentinel.

A continuación, se llena la caja de polietileno con aproximadamente 1 Kg de hielo seco. Los pellets de hielo seco los introducimos en la caja con ayuda de una pala de plástico (Figura 15). Es importante recordar que el hielo seco no debe entrar en contacto directo con la piel, ya que se encuentra a (-78.5 °C) lo que puede provocar quemaduras por frío en caso de contacto prolongado. Idealmente la tapa de la caja debe encajar perfectamente en la base de la caja para evitar fugas de gas. De no ser así, se debe colocar un peso sobre la tapa para evitar que la presión del CO₂, el viento o los animales levanten la tapa de la caja. En la Figura 16 se resume el material necesario para la colocación de una trampa.



Figura 15. Colocación de hielo seco en forma de pellets en la caja de poliestirén.



Recogida de trampas. En esta fase hay que tener en cuenta dos factores importantes. El primero, extraer la malla de capturas evitando la fuga de los mosquitos. Para ello, sin sacar el embudo y la malla de la zona de aspiración de la trampa, retiramos el embudo y cerraremos la bolsa con el cierre manteniendo la bolsa colectora en todo momento en la zona de succión del ventilador para evitar la fuga de mosquitos. Una vez retirada la red y asegurado el cierre de esta, la colocaremos en hielo seco, para matar y conservar correctamente los mosquitos hasta que lleguen al laboratorio.



Figura 16. Resumen de todo el material de campo necesario para la realización de los muestreos entomológicos

En segundo lugar, algunas baterías en ocasiones pueden fallar tras su uso repetido, por lo que deben descartarse. En este punto se debe prestar atención en el momento de la recogida de las trampas verificar que el ventilador continúa funcionando a su máximo rendimiento, de no ser así, comprobar si ha habido un fallo en la carga o bien la batería esta dañada. Con el tiempo, las baterías van perdiendo su potencia y es necesario reemplazarlas para un rendimiento óptimo de las trampas.

4. CONSERVACIÓN, IDENTIFICACIÓN Y PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS

Conservación de las muestras. Una vez en el laboratorio, las bolsas o redes con el contenido de mosquitos se pueden procesar inmediatamente o conservar, preferentemente en frío congeladores con temperaturas de -80°C . Si no existe alternativa, se almacenarán a -20°C o -30°C intentando que el material se procese con la mayor brevedad posible. En el caso de que se necesite reutilizar la bolsa para nuevas capturas, se pueden transferir los mosquitos a una placa de Petri u otro tipo de vial.

Material óptico. Para la identificación de los mosquitos es necesario usar una lupa binocular o lupa estereoscópica acompañada de una potente fuente de luz, preferente un iluminador de luz fría. Esta lupa debe tener una magnificación final en el rango de 20X-



60X, que se pueden adquirir en el mercado desde 200 Euros. Sin embargo, para un uso profesional y diario es recomendable la adquisición de un dispositivo de mayor calidad óptica, que requieren una mayor inversión económica (6.000-9.000 Euros), con el fin de facilitar y agilizar el trabajo de identificación de los mosquitos. En nuestro caso utilizamos los equipos Leica S Apo Stereomicroscope y Leica Ivesta. El uso de lupas de mano para la identificación de mosquitos no permite asegurar que la identificación sea correcta. Los microscopios digitales pueden ser una opción económica, pero la resolución suele ser más baja que las lupas binoculares y en ocasiones la profundidad de enfoque es reducida y no permite ver los mosquitos en su conjunto dificultando su identificación (Figura 17).



Figura 17. Microscopio digital y lupa binocular para el estudio de los mosquitos, respectivamente.

Material de procesado y análisis. Cuando los mosquitos llegan del campo, estos se encuentran congelados y confinados en bolsas, recipientes o redes (Figura 18). Los mosquitos se transfieren a placa de Petri o viales similares (Figura 19). Podemos colocar una hoja papel de filtro bajo la placa de Petri para poder recoger todo el contenido de la red. Este proceso se debe realizar lo más rápido posible con el fin de que el material biológico permanezca a T^a ambiente el menor tiempo posible. Es necesario disponer de un mínimo de material de laboratorio para realizar en condiciones óptimas el procesado y manipulación de los mosquitos. Necesitaremos varios modelos de pinzas, de punta fina y punta roma, placas de Petri y rotuladores permanentes.



Figura 18. Mosquitos recolectados en redes.



Figura 19. Contenido de insectos vertido sobre una hoja de papel de filtro para su trasvase a placas de Petri.

Cadena de frío. La cadena de frío debe mantenerse durante la identificación de los mosquitos y para ello es necesario disponer de una base que se mantenga fría durante un tiempo. Podemos usar mesas frías (*chill table*) o placas-bandejas de enfriamiento (Figura 20) que permiten mantener una superficie plana por debajo de 0°C. Como alternativas más baratas se puede utilizar una caja llena de hielo picado o acumuladores de frío procedentes del crió congelador (-80° C) o congelador (-20° C) (Figura 20). La opción más profesional es la mesa fría, pero además de ser una opción costosa, requiere que el soporte de la lupa binocular tenga un soporte de altura suficiente para permitir el enfoque



de la muestra al colocarla entre la base y el objetivo de la lupa binocular, es ruidoso, evacua aire caliente por los laterales y puede generar gotas de humedad, por lo que es más común el uso de las otras alternativas mencionadas más económicas.



Figura. 20. Trabajo sobre bandeja de poliespán con hielo picado. Sobre esta base se coloca una placa de Petri con los mosquitos a identificar y en los laterales se sitúan viales Eppendorf con los mosquitos ya identificados.

Cribado de insectos. Dependiendo del tipo de trampa utilizada, la localización y periodo muestreo, pueden aparecer recolectas con una gran diversidad y abundancia de insectos. Por ejemplo, las trampas CDC con luz atraen de manera inespecífica y generalista a cualquier insecto con atracción por la luz (e.j. polillas, escarabajos, etc.), de este modo nuestras bolsas de recolección pueden estar llenas de insectos que no son de interés para la vigilancia del VNO, lo cual además generará un mayor tiempo de análisis. El empleo de trampas sin luz y con fuente de CO₂ suele generar recolectas donde en su mayoría los insectos atraídos son hematófagos, y por ende con interés sanitario. Además de mosquitos, se pueden capturar números elevados de flebotomos, *Culicoides*, o simúlidos (Figura 21).



Figura 21. Ejemplos de capturas de trampas BG-Sentinel cebadas con hielo seco con un gran número de insectos hematófagos no diana para detección de virus del Nilo Occidental. A la izquierda, ejemplo de captura de flebotomos (transmisores de la Leishmania), en el centro una placa con mosquitos y a la derecha de jejenes de tipo *Leptoconops*.

Identificación. Para la identificación morfológica de los mosquitos deben emplearse claves de determinación en inglés. En el momento de redactar este informe no esta disponible ninguna clave en español. Actualmente se dispone básicamente de dos posibilidades:

- Programa informático MosKeyTool (Gunay et al. 2018)
- Clave taxonómica de Becker et al. (2020)

De cada ejemplar capturado, se determina el sexo y la especie. Posteriormente, para el análisis virológico, teniendo en cuenta criterios económicos y entomológicos, se seleccionan las cuatro especies de mosquitos que en nuestro país son los principales vectores del virus del Nilo (Vogert 2007, Figuerola et al. 2022 y datos inéditos): *Culex pipiens*, *Culex perexiguus*, *Culex modestus* y *Culex laticinctus*.

Las hembras con sangre se separan para determinar sobre que especie de vertebrado se han alimentado mediante la amplificación y secuenciación de un fragmento del gen COI de los vertebrados (Muñoz et al. 2012).

Realización de lotes para análisis. Los ejemplares del mismo sexo y especie capturados en la misma fecha y localidad se agrupan en lotes de hasta 50 individuos. Cada lote se almacena en un tubo eppendorf libre de RNAsas (RNase-free tubes) de 1,5 ml de volumen. Es importante que estos tubos estén libres de RNAsas porque en ellos se iniciará el proceso de extracción de los ácidos nucleicos y la presencia de RNAsas puede degradar el RNA del virus. Durante su manipulación, tanto las muestras pendientes de clasificación como los tubos eppendorfs con los lotes ya identificados se mantienen en una caja de poliespán con hielo picado para mantener la cadena de frío. Alternativamente se pueden utilizar acumuladores de frío para mantener las muestras refrigeradas. Una vez identificados, los lotes con los mosquitos se almacenan a -80° C hasta el momento de su análisis molecular.



Estimación de capturas de gran abundancia. En ocasiones, las capturas de las trampas pueden tornarse muy elevadas (varios miles). En estos casos, es recomendable realizar una estimación de las capturas, a fin de agilizar el conteo e identificación de mosquitos. Se considera que está justificado el uso de la balanza de precisión cuando las capturas superen los 0.7 g de contenido en mosquitos (en torno a 400-800 mosquitos, dependiendo de la especie predominante). Previo al procesado, se deben eliminar manualmente los “otros insectos” que estén presentes en la muestra (en la medida de lo posible).

A continuación, se colocarán los mosquitos en una (o varias) placas de Petri y se utilizará una balanza de precisión (con una resolución de al menos 0.001gr) para determinar el peso total de la muestra. En otra placa Petri colocaremos los mosquitos que se van a identificar que debe alcanzar una cifra mínima de 400-600 ejemplares para que la extrapolación tenga un bajo margen de error. Para ello llenamos la placa Petri (la que se va a identificar) con entre 0,7g y 1.5 g de mosquitos, dependiendo de la especie mayoritaria de la red: los *Cx. perexiguus* y *Cx. modestus* son de pequeño tamaño por lo que entre 0.7 y 0.9 g es suficiente para llegar al nº de ejemplares ideal en la placa. En caso de que nuestras capturas sean predominantes otros mosquitos de mayor tamaño (e.j. *Culex theileri* u otras especies), será necesario colocar en la placa a identificar entre 1 y 1.5 g para alcanzar el nº de ejemplares necesario.



Figura 22. A la izquierda, cada red contiene las capturas de 24 h de una sola trampa Bg-Sentinel cebada con CO₂ con varios miles de mosquitos cada una. A la derecha, el contenido de una sola de las redes separada en placas de Petri con entre 11 y 13 g de mosquitos cada una. La marcada con la flecha roja es la que se identificará a nivel de especie, inicialmente con aproximadamente 1.2 g de mosquitos, lo que supone unos 400 - 600 mosquitos.

Una vez preparada la placa con los ejemplares que deben ser identificados pasamos a preparar los restos, para ello taramos otra placa Petri o un recipiente donde se quieran



guardar y echamos los mosquitos restantes que queden en la red y apuntamos los pesos y toda la información de la red (fecha, lugar, etc.). El resto de los mosquitos que no se van a identificar se preservarán inmediatamente a -80°C (Figura 22).

Para realizar la extrapolación hacemos una regla de 3:

(a) Mosquitos identificados (gr) ▼
(c) Resto de mosquitos guardados (gr) → (b) N° de mosquitos identificados.
(x) N° total de mosquitos en los restos.

$$x = \frac{c \times b}{a}$$

Si queremos saber el número de mosquitos de cada especie que tenemos en los restos repetiremos la formula, pero con el número de mosquitos por especie.

5. ANÁLISIS MOLECULAR PARA LA IDENTIFICACIÓN DEL VIRUS DEL NILO OCCIDENTAL

Es recomendable, previo al inicio de las capturas, comprobar que se dispone de material y reactivos suficientes para la realización de los análisis con el fin de evitar retrasos.

El trabajo de extracción se realizará en cabina de seguridad biológica, en un laboratorio de bioseguridad P2 o P3, evitando que se generen aerosoles durante el proceso.

- **Homogenización en MEM:** Antes de extraer el ARN los lotes de mosquitos se tienen que homogeneizar en MEM (medio esencial mínimo) estéril y suplementado con 10% de Suero Fetal Bovino, 0.5% de penicilina y estreptomycinina y 10% de L-Glutamina (Sigma-Aldrich, St. Louis, MO, Estados Unidos). La cantidad de MEM a utilizar depende de los mosquitos introducidos en el lote. Los lotes de menos de 30 mosquitos se homogenizan en 500µl de MEM, mientras que los lotes de 30 a 50 mosquitos se homogenizan en 700 µl. El proceso de homogeneización se puede realizar de manera manual con un agitador de pistilo (lote por lote), o por grupos de lotes utilizando perlas de acero inoxidable de 5 mm en un equipo automático (conocidos como Tissue Lyser) que utiliza agitación a alta velocidad para romper los tejidos.

En ambos casos, es importante que no se rompa la cadena de frío y los mosquitos sigan congelados hasta que se homogenizan y luego sigan en frío hasta que empiece la extracción de ARN. Una vez que el tejido está homogeneizado, los lotes se centrifugarán a 13,000 rpm a 4°C durante 5 min. De los lotes de mosquitos homogeneizados en MEM, se tomará una alícuota del sobrenadante para la extracción de RNA y el resto se guardará inmediatamente a -80°C para intentar el cultivo celular (requiere laboratorio de bioseguridad P3) y análisis genómico en caso de PCR positiva.



- **Extracción de ARN:** En este caso la extracción de ARN viral se realiza con kits comerciales. Se recomienda el uso del kit QIAamp Viral RNA Mini Kit (Qiagen, Valencia, CA, Estados Unidos) o el Maxwell 16 Viral Total Nucleic Acid Purification Kit (Promega) usando un robot de extracción automático. Ambos kits han demostrado un elevado y contrastado nivel de eficacia en los ensayos realizados en la EBD-CSIC e ISC III obteniéndose ciclos de amplificación muy similares al analizar la misma muestra con ambos kits. Los protocolos específicos pueden consultarse en el Apéndice 1.
- **Detección de virus del Nilo Occidental mediante qRT-PCR:** La presencia del virus del Nilo Occidental se detecta de forma directa usando una qRT-PCR (PCR en tiempo real con transcripción reversa en un paso). En esta PCR se detecta la secuencia conservada de la región 3'-UTR del genoma del VNO y se usa un control interno para evitar falsos negativos. La PCR se hace siguiendo a Vázquez et al. (2016) aunque existen otros métodos utilizados en distintos laboratorios europeos. En cualquier caso es recomendable el uso de un protocolo que permita la detección de cualquier linaje del VNO, debido a la situación epidemiológica en nuestro país, con circulación de VNO de los linajes 1 y 2 y la detección ya hace unos años de un tercer linaje (Vázquez et al. 2010, Busquets et al. 2019, Ruiz-López et al. 2023, Aguilera-Sepúlveda et al. 2024). El protocolo de qPCR que se describe a continuación está optimizado para trabajar en los termocicladores LightCycler 480 (ROCHE, Basel, Switzerland) y 7500 Fast (Applied Biosystems, Waltham, MA, USA) y el kit Quantitec Multiplex RT-PCR de Qiagen (ref 204643). Durante la puesta a punto de la PCR se han probado diferentes kits de PCR y este es el que tiene mayor sensibilidad. La PCR se hace utilizando los primers WNTR-F 5'-CGGAAGTYGRGTAKACGGTGCTG 3', y WNTR-Re 5' CGGTWYTGAGGGCTTACRTGG 3'. Además, la PCR utiliza un control interno para asegurar que la PCR funciona bien. La detección se hace con dos sondas, una para VNO (SONDA WNV (FAM): WCCCCAGGWGGACTG-NFQ-MGB con una absorbancia de 465/510) y otra para el Control Interno (SONDA CI (NED): CCAGCACACATGTGTCTACT-MGB-NFQ con una absorbancia de 533/580). Se preparan 20 ml de master mix de PCR y se añaden 5 ml de muestra. Todas las RT-qPCR tienen que tener un control negativo y un control positivo. Las condiciones para la preparación de la master mix para la RT-qPCR se describen en el Apéndice 1. La sensibilidad media del método utilizando los reactivos indicados es de 5 copias virales por reacción (Vázquez et al. 2016), cualquier cambio en los reactivos descritos debería validarse para verificar que se mantienen los niveles de sensibilidad del análisis.
- **Detección de Virus del Nilo Occidental usando una RT-PCR anidada convencional.** Aunque con menos sensibilidad el VNO también se puede detectar utilizando una RT-PCR convencional. Sin embargo, la sensibilidad de esta PCR convencional es muy inferior a la RT-qPCR. Por ejemplo, al analizar con ambos métodos 419 lotes de mosquitos capturados durante el brote de VNO en Andalucía, con la RT-qPCR específica para VNO se detectaron 34 lotes positivos, mientras que con la RT-PCR genérica para flavivirus solo se detectaron 20 de estos lotes (Figuerola et al. 2022). En nuestro caso hemos utilizado una RT-PCR en dos pasos (anidada), con un primer paso de retro-transcripción donde se amplifica un fragmento de 1385 pb y otro paso de PCR en el que se amplifica el cDNA generado en el primer paso. Posteriormente, mediante una PCR anidada,



se amplifica un fragmento de 143 pb (según el método descrito en Sánchez-Seco et al. 2005). Estos dos pasos se hacen en reacciones separadas. Esta PCR no es específica para el VNO y amplifica también otros flavivirus por lo que la positividad de las muestras se confirma haciendo secuenciación SANGER de los productos generados.

Para hacer esta PCR se usa el kit Qiagen OneStep RT (Qiagen). Y los primers FLAVI 1 + (5'GA(TC)(TC)TIGGITG(TC)GGIIGIGGI(GA)GITGG)3' y FLAVI 1-(5'TCCCAICCI(GA)T(GA)TC(GA)TCIGC3'). Estos primers amplifican un fragmento de 1385 pb. Hay que tener en cuenta además que estos primers se degradan muy fácilmente debido a su secuencia. Por tanto, es mejor hacer alícuotas de 40µl con el fin de evitar procesos de descongelación-congelación que favorezcan la degradación. La composición de la master mix se muestra en el Apéndice 1. En cada reacción se reparte 22.5 µl de master mix, y 2.5 µl de ARN extraído. En todas las PCRs se incluirá un control negativo y un control positivo. La PCR se realizará usando el siguiente programa: 45°C durante 30 min, 94°C durante 15 min, 40 ciclos a 94°C durante 30 seg, 40°C durante 4 minutos y 72°C durante 90 segundos. Se acabará con un último ciclo de amplificación a 72°C durante 5 minutos y dejando el termociclador a 4°C hasta que se saque del termociclador la PCR. Este proceso dura 5 h 15 m 35s. El producto de la PCR anidada se visualizará corriéndolo en un gel de agarosa al 2%. Las condiciones de voltaje y tiempo para correr este gel dependen del tamaño de gel y la máquina de electroforesis, pero es importante dejar correr el gel suficiente tiempo para que las bandas se separen adecuadamente. Si se corren varias filas en el gel, todas tienen que tener un pocillo con el control positivo para comprobar el tamaño de la banda. Las muestras positivas deben ser secuenciadas utilizando tecnología SANGER para confirmar que se trata del VNO y no de cualquier otro flavivirus.

Debido a su mayor rapidez, sensibilidad y especificidad es recomendable el uso de técnicas RT-qPCR en los programas de vigilancia. Cualquier variación en los reactivos utilizados es recomendable que sea validado con muestras control positivas para garantizar que no afecta negativamente a la sensibilidad de la técnica.

6. Validación y comunicación de los resultados

Para reducir el riesgo de obtener falsos positivos, las muestras positivas se mandan al Laboratorio de Arbovirosis del Centro Nacional de Microbiología del Instituto de Salud Carlos III para su confirmación (Figura 23). En cada muestra positiva se envía tanto el extracto como la muestra en MEM. De esta manera se puede repetir todo el proceso de extracción y en el caso de ser la muestra positiva se puede iniciar el cultivo y secuenciación genómica de los virus en condiciones de BSL3. La información sobre la especie, fecha y lugar de captura de las muestras positivas se comunican de manera inmediata al Centro de Coordinación de Alertas y Alarmas Sanitarias y a la Consejería de Salud y Familias de la Junta de Andalucía.

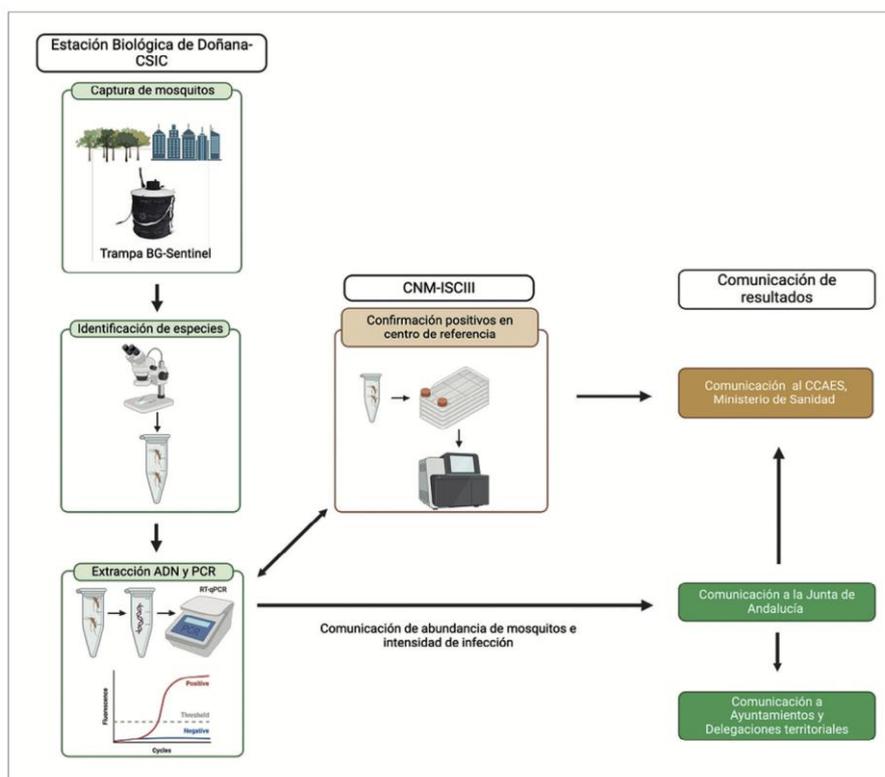


Figura 23. Representación esquemática del funcionamiento de los análisis y comunicación de los resultados a las autoridades competentes.

7. Errores comunes que reducen la efectividad del programa de vigilancia entomo-virológica

- 1. No utilizar hielo seco o CO₂ para aumentar las capturas:** A menudo se justifica no usar estos atrayentes debido a su coste económico o problemas logísticos, pero es importante tener en cuenta que lo caro es financiar todo el esfuerzo de personal para la colocación y recogida de las trampas y la identificación y análisis de los mosquitos. El coste del CO₂ es poco importante en comparación con estos otros costes y aumenta de manera muy significativa las capturas. Para detectar la circulación del virus del Nilo Occidental antes de que se produzcan casos en humanos es necesario analizar miles de mosquitos. Por lo tanto, es importante disponer de un número elevado de mosquitos para analizar y esto solo es posible utilizando este tipo de atrayentes.
- 2. Falta de conservación en frío de los mosquitos:** Este es uno de los errores más frecuentes, generalmente debido a dificultades logísticas. Es crucial mantener la cadena de frío desde el momento de la recolección de los mosquitos hasta su procesamiento para garantizar la viabilidad del material biológico.
- 3. Uso de mosquitos que llevan más de 24 horas muertos:** Dejar las trampas operativas durante varios días, especialmente en estaciones conectadas a la red eléctrica, puede resultar en la acumulación de mosquitos no aptos para el análisis. Solo los ejemplares vivos o los que hayan muerto pocas horas antes de la recolección son válidos para la vigilancia virológica. Los mosquitos en estado avanzado de descomposición no deben ser empleados en el análisis, ya que comprometen los resultados.



4. **Clasificación incorrecta de los mosquitos:** Por falta de dispositivos ópticos adecuados, limitaciones de tiempo o desconocimiento, a veces no se identifica correctamente el material capturado. Esto lleva a analizar lotes de mosquitos mezclados con otros insectos, lo que puede producir resultados poco fiables y científicamente cuestionables.
5. **Almacenamiento en alcohol:** En ocasiones los mosquitos se almacenan en soluciones de etanol. Esto dificulta su identificación a nivel específico y puede reducir la sensibilidad del análisis virológico.
6. **No utilizar controles negativos de extracción:** Para reducir el riesgo de falsos positivos y poder detectar casos de contaminación de los reactivos, equipos o instalaciones es importante incluir controles negativos desde el momento de la extracción.
7. **Uso de métodos de extracción poco eficientes:** La extracción del material genético debe realizarse con protocolos optimizados. La falta de eficiencia en este proceso puede reducir significativamente el rendimiento y la calidad de los análisis virológicos.
8. **Uso de retro-transcriptasas de baja calidad:** El éxito del análisis virológico depende del uso de reactivos de biología molecular de alta calidad, especialmente retro-transcriptasas eficientes, que son clave para obtener resultados precisos y reproducibles.
9. **Falta de controles positivos del virus del Nilo Occidental:** Este punto es especialmente importante para validar la calidad de los resultados y evitar falsos resultados negativos. Distintas empresas distribuyen controles positivos para su uso en laboratorio.

Estos errores reducen la sensibilidad y efectividad de la técnica de RT-qPCR, dificultando la detección del virus, es decir aumentando los falsos negativos. Esto es especialmente relevante durante las fases iniciales de la temporada de transmisión, cuando la intensidad de circulación del VNO es aún baja. El deterioro del ARN o los problemas en el proceso de análisis pueden reducir la capacidad para detectar muestras positivas, puede retrasar la detección de las primeras muestras positivas, comprometiendo el objetivo principal: identificar la circulación viral con semanas de antelación a los primeros casos en humanos.



8. Bibliografía

Aguilera-Sepúlveda P, Cano-Gómez C, Villalba R, Borges V, Agüero M, Bravo-Barriga D, Frontera E, Jiménez-Clavero MA, Fernández-Pinero J (2024) The key role of Spain in the traffic of West Nile virus lineage 1 strains between Europe and Africa, *Infectious Diseases*, 56:9, 743-758. <https://doi.org/10.1080/23744235.2024.2348633>

Becker N, Petrić D, Zgomba M, Boase C, Madon M (2020) *Mosquitoes: Identification, ecology and control*. Springer Nature.

Busquets N, Laranjo-González M, Soler M, Nicolás O, Rivas R, Talavera S, Villalba R, San Miguel E, Torner N, Aranda C, Napp S (2019) Detection of West Nile virus lineage 2 in North-Eastern Spain (Catalonia). *Transbound Emerg Dis*. 66:617-621. <https://doi.org/10.1111/tbed.13086>

Engler O, Savini G, Papa A, Figuerola J, Groschup MH, Kampen H, Medlock J, Vaux A, Wilson AJ, Werner D, Jöst H, Goffredo M, Capelli G, Federici V, Tonolla M, Patocchi N, Flacio E, Portmann J, Rossi-Pedruzzi A, Mourelatos S, Ruiz S, Vázquez A, Calzolari M, Bonilauri P, Dottori M, Schaffner F, Mathis A, Johnson N (2013) European Surveillance for West Nile Virus in Mosquito Populations. *Int. J. Environ. Res. Public Health* 2013, 10, 4869-4895. <https://doi.org/10.3390/ijerph10104869>

Ferraguti M, Martínez-de la Puente J, Roiz D, Ruiz S, Soriguer R, Figuerola J (2016) Effects of landscape anthropization on mosquito community composition and abundance. *Sci Rep* 6, 29002. <https://doi.org/10.1038/srep29002>

Figuerola J, Jiménez-Clavero MÁ, Ruíz-López MJ, Llorente F, Ruiz S, Hoefler A, Aguilera-Sepúlveda P, Jiménez-Peñuela J, García-Ruiz O, Herrero L, Soriguer RC, Fernández Delgado R, Sánchez-Seco MP, Martínez-de la Puente J, Vázquez A (2022) A One Health view of the West Nile virus outbreak in Andalusia (Spain) in 2020. *Emerg Microbes Infect*. 11(1):2570-2578. <https://doi.org/10.1080/22221751.2022.2134055>

Gunay F, Picard M, Robert V (2018) MosKeyTool, an interactive identification key for mosquitoes of Euro-Mediterranean. Version 2.1. Disponible en www.medilabsecure.com/moskeytool

Muñoz J, Ruiz S, Soriguer R, Alcaide M, Viana DS, Roiz D, Vázquez A, Figuerola J (2012) Feeding Patterns of Potential West Nile Virus Vectors in South-West Spain. *PLoS ONE* 7(6): e39549. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0039549>

Rizzoli A, Jiménez-Clavero MA, Barzon L, Cordioli P, Figuerola J, Koraka P, Martina B, Moreno A, Nowotny N, Pardigon N, Sanders N, Ulbert S, Tenorio A (2015) The challenge of West Nile virus in Europe: knowledge gaps and research priorities. *Eurosurveillance* 20: 21135. <https://doi.org/10.2807/1560-7917.ES2015.20.20.21135>

Roiz D, Roussel M, Muñoz J, Ruiz S, Soriguer R, Figuerola J (2012) Efficacy of Mosquito Traps for Collecting Potential West Nile Mosquito Vectors in a Natural Mediterranean Wetland. *Am J Trop Med Hyg* 86:642-648. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2012.11-0326>



Roiz D, Ruiz S, Soriguer R, Figuerola J (2015) Landscape Effects on the Presence, Abundance and Diversity of Mosquitoes in Mediterranean Wetlands. PLoS ONE 10(6): e0128112. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0128112>

Ruiz-López MJ, Aguilera-Sepúlveda P, Cebrián-Camisón S, Figuerola J, Magallanes S, Varona S, Cuesta I, Cano-Gómez C, Sánchez-Mora P, Camacho J, Sánchez-Peña C, Marchena FJ, Ameyugo U, Ruiz S, Sanchez-Seco MP, Agüero M, Jiménez-Clavero MA, Fernández-Pinero J, Vázquez A. (2023) Re-Emergence of a West Nile Virus (WNV) Variant in South Spain with Rapid Spread Capacity. Viruses 15:2372. <https://doi.org/10.3390/v15122372>

Sánchez-Seco MP, Rosario D, Domingo C, Hernández L, Valdés K, Guzmán MG, Tenorio A (2005) Generic RT-nested-PCR for detection of flaviviruses using degenerated primers and internal control followed by sequencing for specific identification. J Virol Methods 126:101–109. <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2005.01.025>

Vázquez A, Herrero L, Negredo A, Hernández L, Sánchez-Seco MP, Tenorio A (2016) Real Time PCR Assay for Detection of All Known Lineages of West Nile Virus. J Virol Methods 236:266–270. <https://doi.org/10.1016/j.jviromet.2016.07.026>

Vázquez A., Sánchez-Seco MP, Ruiz S, Molero F, Hernández L, Moreno J, Magallanes A, Gómez Tejedor C, Tenorio A (2010) Putative new lineage of West Nile virus, Spain. Emerg Infect Dis. 16:549-552. <https://doi.org/10.3201/eid1603.091033>



Apéndice 1. Protocolo detallado para los análisis moleculares.

Antes de empezar:

Recordad disponer de todo el material necesario, e.j. puntas de pipeta de los tamaños deseados autoclavados, agua autoclavada, lancetas autoclavadas, viales autoclavados, etc.

Extracción con Kit de Qiagen

- Recordar que el buffer AVL se conserva a 4°C pero tiene que estar a temperatura ambiente antes de su uso (cuando desaparezcan los cristales). Los otros buffers se conservan a temperatura ambiente y se reconstituyen con etanol absoluto (ver protocolo del kit).
- Los eppendorfs de 1.5ml tienen que rotularse claramente con el número de muestra. Si se rompe algún tapón con el sobrenadante hay que pasarlo a otro tubo.
- Añadir a cada tanda de extracciones un control negativo.
- Dada la inestabilidad del ARN, es recomendable que no pasen más de 2 semanas entre el almacenamiento en MEM y la extracción, y la extracción y la PCR. También es recomendable no congelar y descongelar el homogenizado ni la extracción.

Protocolo de extracción:

1. Añadir 560 µl de AVL (ya reconstituido) en tubos estériles de tapón de rosca y rotularlos.
 2. Alícuota 140 µl del sobrenadante y depositarlo en los tubos rotulados con AVL. Esta mezcla se puede congelar a -20°C. (No almacenar durante más de 2 semanas).
 3. Atemperar las muestras (mosquitos + AVL) y añadir 560 µl de Etanol absoluto.
 4. Mezclar bien agitando de arriba abajo (no usar vórtex); y dar un pulso (llevar a 12.000 g).
 5. Añadir 630 µl de la mezcla a las columnas respectivas (rotuladas en la tapa).
 6. Centrifugar a 16.000 g durante 1 minuto en centrífuga a 22° C.
 7. Eliminar el filtrado (tirar el líquido y volver a colocar el tubo).
 8. Añadir otros 630µl de la mezcla (el resto) a las columnas correspondientes (No coger debris).
 9. Centrifugar a 16.000 g durante 1 minuto a 22° C.
 10. Cambiar de tubo inferior y añadir 500µl de buffer AW1 (agitar antes de usar).
 11. Centrifugar a 16.000 g durante 1 minuto.
 12. Eliminar el filtrado y añadir 500 µl de buffer AW2 (agitar antes de usar).
 13. Centrifugar a 16.000 g durante 5 minutos. (Tubos con rabito hacia el interior).
- Mientras tanto rotular nuevos tubos eppendorf de 1,5 ml de tapa clip estériles.
14. Volver a centrifugar las columnas a 16.000 g durante 2 minutos con giro de tubos.



15. Comprobar que esté seco el filtro (que no se vea ninguna gota, si no es así volver a centrifugar).
16. Colocar las columnas en los eppendorf de 1,5 ml y añadir 60 µl de AVL.
17. Incubar 1 minuto a temperatura ambiente.
18. Centrifugar a 16.000 g durante 2 minutos con las tapas de los eppendorf hacia el centro.
19. Sacar la columna del eppendorf y tirarla. El resultado del filtrado es el extracto de la muestra.
18. Almacenar a -80°C .

Extracción con robot Maxwell

1. Preparar en un eppendorf nuevo y rotulado con el nombre de la muestra la solución de lisis: 20 µl Proteinasa K + 200 µl Buffer de lisis por cada muestra
2. Extraer 150 µl del sobrenadante y depositarlo en los tubos con la solución de lisis mezclando bien con la punta de la pipeta.
3. Poner en el Termoblock a 56°C durante 10 minutos (muestras y controles).
4. Encender la máquina de extracción Maxwell 16 y programar: RUN + Prog. Ac Nucleico Viral
5. Sacar la plataforma de Maxwell 16 y meterla en la cabina y colocar los cartuchos en la misma.
6. Rotular los tubos de elución de 0.5ml con el nombre de cada muestra y colocarlos en los pocillos numerados de la plataforma.
7. Añadir 50 µl de agua libre de nucleasas a los tubos de elución (dejar el tapón cerrado).
8. Abrir los cartuchos con cuidado de que no caigan restos del envoltorio que los cubren en los pocillos ni quede ningún resto pegado. Cuando se utilizan menos de 16 cartuchos, centrarlos en la plataforma o colocarlos equitativamente.
9. Sacamos los lotes de mosquitos y controles del termoblock, tomamos los 370 µl de los mismos y los transferimos al pocillo 1 de cada cartucho (el pocillo más alejado de los tubos).
10. Colocar los émbolos en el pocillo nº 8 de cada cartucho (el último pocillo junto a los pocillos numerados de la plataforma).
11. Finalmente, abrir los tubos de elución y colocar la plataforma en la máquina Maxwell 16 para su extracción.



12. Una vez que la Maxwell 16 ha terminado (43 min. aprox.), cerrar los tubos de elución y conservarlos a -80°C hasta que se realice la PCR.

Condiciones de master mix de la qRT-PCR

MIX para qRT PCR	x1
AGUA	2,8 µl
2x Quantitec RT-PCR Master	12,5 µl
WNT RF (100ml)	0,2 µl
WNTR-Re (100ml)	0,2 µl
Sonda WN-Fam 5mM	2 µl
Sonda CINED 10mM	1 µl
CI 10⁸	1 µl
RT Mix Quantite Multiplex	0,3 µl
VOLUMEN TOTAL / DISPENSAR	20 µl
ARN y CTLs	5 µl

La qRT-PCR se corre usando el siguiente programa: Fase 1, Retrotranscripción, a 50°C 30 minutos. Fase 2: PCR, a 95°C 15 min, a 94°C 45 seg, a 60°C 60 segundos. La Fase 2 se repite durante 45 ciclos. Una vez completada la segunda fase se analiza la PCR siguiendo el protocolo marcado por el termociclador para calcular el Ct. Cts, mayores de 40 se consideran negativos y menores de 40 positivos.

Composición de master mix de RT-PCR flavivirus

REACTIVOS <u>PCR 1 ARN</u>	x1/µl
Agua libre de RNAsas	15.1µl
5x QIAGEN OneStep RT-PCR Buffer	5µl
DNTPs 10Mm	1µl
FLAVI 1+ (100pmol/µl o 100Um)	0.2µl
FLAVI 1- (100pmol/µl o 100Um)	0.2µl



QIAGEN OneStep RT-PCR Enzyme Mix	1 μ l
VOLUMEN FINAL	22.5 μ l

Composición Master Mix PCR anidada

REACTIVOS 2 PCR ARN	x1/ μ l
Agua libre de RNAsas	11.1 μ l
Perpetual Taq PCR MasterMix (2x)	12.5 μ l
FLAVI 2+ (100pmol/μl o 100Um)	0.2 μ l
FLAVI 2- (100pmol/μl o 100Um)	0.2 μ l
10X COLOR LOAD (opcional)	
VOLUMEN FINAL	24 μ l



ANEXO 2. Biocidas autorizados y otras medidas de protección individual

1. Biocidas

Los acaricidas se aplican sobre superficies o en un determinado espacio y su objetivo es matar al artrópodo. Los biocidas contra garrapatas autorizados se utilizan principalmente en interiores. Las principales sustancias activas eficaces contra garrapatas son los piretroides/piretrinas (1R-trans fenotrin, alfa-cipermetrina, cipermetrina, deltametrina, transflutrina, etofenprox) que actúan por contacto impidiendo la transmisión de impulsos a lo largo del sistema nervioso del insecto.

Es importante destacar que es necesario consultar en cada momento el Registro para conocer qué productos están autorizados. La relación de productos insecticidas autorizados por la Dirección General de Salud Pública y Equidad en Salud del Ministerio de Sanidad de acuerdo al Reglamento 528/2012 y al Real Decreto 3349/1983 se puede consultar en la página web del Ministerio de Sanidad: <https://www.sanidad.gob.es/>.

2. Repelentes químicos sintéticos y de origen natural de uso tópico.

Los repelentes de uso corporal se aplican sobre la piel expuesta y repelen al artrópodo, pero no lo matan. Las sustancias activas con eficacia probada son:

- **DEET (NN, dietil-3-metilbenzamida o NN, dietil-m-toluamida):** es eficaz para la mayoría de especies de insectos y arácnidos. Las concentraciones utilizadas van desde el 5% hasta el 50%. El DEET está incorporado en múltiples fórmulas: soluciones, lociones, cremas, geles, aerosoles o espráis, y toallitas impregnadas. Hay que resaltar que la protección que ofrece es proporcional a la dosis; así pues, concentraciones elevadas proporcionan una duración de acción más larga, hasta concentraciones del 50%. Las concentraciones superiores al 50% no mejoran el tiempo de protección. Son útiles las concentraciones superiores al 20% que generan un efecto repelente de unas 6-13h. Los productos con DEET se toleran bien y hay una amplia experiencia de utilización en la población mundial. En la Unión Europea no se recomienda el uso de DEET en niños menores de 2 años (67).

Los efectos adversos siempre se presentan cuando se utilizan concentraciones superiores al 50% y cuando se utiliza durante un tiempo prolongado. A concentraciones inferiores al 50% pueden producir insomnio y cambios de estado de ánimo. Como contrapunto, este compuesto tiene propiedades disolventes de los plásticos y tejidos sintéticos. En caso de uso conjunto con cremas solares se debe aplicar el repelente unos 30 o 60 minutos después de las cremas, ya que puede disminuir la eficacia de las cremas protectoras solares.

- **IR3535 (3-N-butil-n-acetil aminopropionato de etilo):** se trata de una sustancia con una estructura química similar al aminoácido alanina, que es activo contra los mosquitos, las



garrapatas y las moscas que pican. Recientemente a nivel de la UE se ha realizado una evaluación de esta sustancia en formulaciones que contienen IR3535 al 10% y se considera que el producto es seguro para adultos y niños. Se recomienda que en niños menores de 3 años sólo se aplique una vez al día. No debe ser aplicado en el tronco, sino solamente en brazos, manos, piernas y cara. En caso de uso conjunto con cremas solares se debe aplicar el repelente unos 30 o 60 minutos después de las cremas, ya que puede disminuir la eficacia de las cremas protectoras solares (68).

- **Icaridin (carboxilado de hidroxietil isobutil piperidina):** es un derivado de la pimienta, utilizado en concentraciones que oscilan entre el 10 y el 20%. Presenta actividad frente a las garrapatas, los mosquitos y las moscas. No es graso y el olor no es desagradable. No daña los plásticos ni los tejidos. No se recomienda su uso en niños menores de 3 años.
- **Citriodiol (aceite de *Eucalyptus citriodora*, hidratado y ciclado):** se obtiene de un tipo de eucalipto que genera un compuesto químico denominado PMD (p-metano-3,8 diol) con capacidad repelente. Estos preparados en concentraciones del 30% ofrecen una protección durante 4-6h. Esta sustancia es un buen repelente de muchos insectos y arácnidos: mosquitos, moscas, piojos, pulgas y garrapatas. Tiene un olor agradable y puede producir irritación ocular.

3. Recomendaciones generales para el uso seguro de repelentes.

La duración del efecto repelente varía mucho dependiendo del principio activo, la concentración del mismo, el tipo de formulación (las presentaciones microencapsuladas presentan una liberación sostenida que puede alargar la duración del efecto), la temperatura ambiente, la sudoración, la exposición al agua y el uso de protectores solares en crema. Si se han de usar repelentes y crema fotoprotectora se aconseja verificar su compatibilidad en el prospecto del producto y seguir las indicaciones. Lo más recomendable es aplicar el fotoprotector primero, dejar absorber y después aplicar el repelente.

La eficacia de los repelentes que se presentan en forma de pulsera o tobillera, se produce en base a la difusión continua de las sustancias activas volátiles al entorno próximo, ya que producen una nube alrededor de la zona del cuerpo donde se coloca la pulsera: muñeca o tobillo, y por lo tanto la superficie corporal protegida frente a las picaduras de artrópodos está restringida a esta zona.

Para la utilización de repelentes de uso tópico se deben seguir las siguientes recomendaciones:

- Seguir siempre las indicaciones de aplicación del fabricante.
- Usar los productos si existe posibilidad de exposición a mosquitos, garrapatas y otros artrópodos y repetir la aplicación en función de las indicaciones del fabricante (la aplicación más frecuente de los indicado no es más efectiva por lo que resulta innecesaria).
- Aplicar repelente en zonas de piel expuesta, nunca en piel cubierta por la ropa.
- Evitar el contacto con mucosas, cara, párpados o labios. Tampoco se debe aplicar sobre heridas, piel sensible, quemada por el sol o dañada ni sobre pliegues profundos de la piel.



- Nunca utilizar el spray directamente sobre la cara. Aplicarlo en las manos y después con las manos distribuirlo en el rostro.
- Preferiblemente usar los repelentes con atomizador en ambientes abiertos para evitar inhalación.
- No aplicar el spray o atomizador cerca de alimentos o piensos.
- Lavarse las manos siempre después de su aplicación.
- Pueden ser necesarias aplicaciones repetidas cada 3-4 horas, especialmente en climas cálidos y húmedos donde se puede sudar de forma profusa, siempre y cuando así se indique en las indicaciones del fabricante.
- Lavar la piel tratada con jabón y agua al volver al domicilio.
- Guardar el repelente fuera del alcance de los menores.
- Evitar el uso exclusivo de pulseras repelentes en zonas de riesgo de transmisión de enfermedades

En el caso de menores, se recomienda:

- No aplicar nunca repelentes a niños menores 2 meses y a los menores de un año aplicarlo sólo en caso de que la situación ambiental suponga un riesgo elevado de transmisión de enfermedades por artrópodos.
- Aplicar los productos por parte de un adulto sólo cuando sea necesario y retirarlos con agua y jabón al regresar a casa.

En el caso de las embarazadas o en periodo de lactancia, se recomienda:

- Usar repelentes de uso tópico siguiendo las recomendaciones del fabricante pues los riesgos de adquirir enfermedades a través de la picadura de los mosquitos, de las garrapatas y otros artrópodos, superan a los posibles riesgos asociados al uso de repelentes.

4. Otras medidas de protección individual.

Se pueden utilizar también las barreras físicas y los acaricidas y repelentes ambientales. Estos productos se utilizan para el control de los vectores y también tiene efecto repelente. Nunca pueden utilizarse sobre el cuerpo.

Barreras físicas específicas para garrapatas:

- Vestir ropa adecuada: se deben minimizar las zonas del cuerpo expuestas vistiendo camisas de manga larga y pantalones largos. Se recomienda usar calcetines y calzado cerrado en vez de sandalias. Meter la camisa por dentro del pantalón, así como los bajos del pantalón por dentro del calcetín. La ropa de color claro permite localizar más fácilmente a las garrapatas que se hayan podido adherir.
- Reducir el tiempo de permanencia en los hábitats potencialmente infestados de garrapatas.
- Caminar si es posible por la zona central de los caminos para evitar el contacto con la vegetación, donde pueden hospedarse las garrapatas. También se recomienda evitar sentarse en el suelo en las zonas con vegetación.



- Al finalizar la salida al campo, revisar bien todo el cuerpo para detectar la presencia de alguna garrapata. Es importante prestar atención a las axilas, ingles, cabello, ombligo, zona posterior de las orejas y alrededor de la cintura, donde suelen engancharse los artrópodos.
- Resulta muy útil que unas personas revisen a otras o utilizar un espejo para revisar zonas del cuerpo menos visibles.