

EL GÉNERO CULICOIDES EN EL PAÍS VASCO

Guía práctica para su identificación y control



MIKEL GONZÁLEZ GONZÁLEZ DE HEREDIA

ARTURO GOLDARAZENA LAFUENTE



INGURUMEN, LURRALDE
PLANGINTZA, NEKAZARITZA
ETA ARRANTZA SAILA

DEPARTAMENTO DE MEDIO AMBIENTE,
PLANIFICACIÓN TERRITORIAL,
AGRICULTURA Y PESCA

EL GÉNERO CULICOIDES EN EL PAÍS VASCO

Guía práctica para su identificación y control



Mikel González González de Heredia

Arturo Goldarazena Lafuente



Eusko Jaurlaritzaren Argitalpen Zerbitzu Nagusia
Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco

Vitoria-Gasteiz, 2011

Un registro bibliográfico de esta obra puede consultarse en el catálogo de la Biblioteca General del Gobierno Vasco: <http://www.euskadi.net/ejgvbiblioteca>

TÍTULOS PUBLICADOS

1. Comercialización de los productos cultivados en invernaderos en la Comunidad Autónoma Vasca.
2. Estructura agraria de la Comunidad Autónoma Vasca.
3. Aproximación al Sistema de Derecho Alimentario.
4. Análisis y diagnóstico de los sistemas forestales de la Comunidad Autónoma del País Vasco.
5. De caserío agrícola a vivienda rural: evolución de la función agraria en la comarca de Donostia-San Sebastián.
6. La identidad reconstruida: espacios y sociabilidades emergentes en la ruralidad alavesa.
7. Variedades autóctonas del tomate del País Vasco.
8. Coste de la no agricultura en el País Vasco.
9. Emakumeak eta Osasuna EAeko Landa-Eremuetan / Mujeres y Salud en el Medio Rural de la CAE.
10. Arabako Errioxako ardo beltzen kalitatearen ebaluazio sensoriala egiteko gidaliburua / Guía para la evaluación sensorial de la calidad de los vinos tintos de Rioja Alavesa.
11. Los escolítidos de las coníferas del País Vasco: guía práctica para su identificación y control.
12. Euskadiko koniferoetako eskolitoak.
13. Mixel Lekuona: artzainen artzain.
14. Madera y cambio climático.
15. Arkitektura eta zura: egitura-elementuen diseinu gidaliburua EATari egokitua / Arquitectura y madera: guía de diseño de elementos estructurales adaptada al CTE

Imagen de la cubierta:

Fotografía de dos hembras de *Culicoides sonorensis*. El ejemplar de la izquierda muestra el abdomen repleto de contenido sanguíneo. (Fotografía tomada de la web del Instituto de Sanidad Animal de Pirbright Reino Unido).

Edición:

1ª, julio 2011

Tirada:

1.000 ejemplares

© Administración de la Comunidad Autónoma del País Vasco.
Departamento de Medio Ambiente, Planificación Territorial,
Agricultura y Pesca

Edita:

Eusko Jaurlaritzaren Argitalpen Zerbitzu Nagusia
Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco
Donostia-San Sebastián, 1 - 01010 Vitoria-Gasteiz

Diseño y maquetación:

Miren Unzurrunzaga Schmitz

Impresión:

Centro Gráfico Ganboa

ISBN: 978-84-457-3174-1

D.L.: SS-1023-2011

«Omnibus qui in minimis mira naturae perquirunt»

ÍNDICE GENERAL

Introducción	9
El género <i>Culicoides</i> Latreille en el País Vasco	13
• Posición taxonómica	15
• Descripción	17
• Biología de los <i>Culicoides</i>	28
• Tipo de alimentación (adultos y larvas).....	32
• Importancia médico-veterinaria	34
• Distribución de los principales vectores de la Lengua Azul en España y País Vasco	38
• La Lengua Azul: pasado, presente y futuro	42
• Ecología química del insecto.....	49
• Control de los <i>Culicoides</i>	52
Identificación taxonómica	61
• Captura de larvas.....	63
• Captura de adultos.....	64
• Procesado, identificación y montaje	69
• Introducción a la morfología de los <i>Culicoides</i> (adultos)	73
• Clave de hembras de géneros de Ceratopogónidos.....	90
• Clave dicotómica de identificación de hembras.....	92
• Clave dicotómica de identificación de machos	100
• Caracteres útiles para la identificación rápida de algunas especies.....	107
Láminas faunísticas	109
<i>Culicoides chiopterus</i> (Meigen, 1830)	113
<i>Culicoides dewulfi</i> Goethebuer, 1936	116
<i>Culicoides imicola</i> Kieffer, 1913	119
<i>Culicoides obsoletus</i> (Meigen, 1818)	122
<i>Culicoides scoticus</i> Downes & Kettle, 1952	126
<i>Culicoides circumscriptus</i> Kieffer, 1918	129
<i>Culicoides fagineus</i> Edwards, 1939	132
<i>Culicoides flavipulicaris</i> Dzhafarov, 1964	134
<i>Culicoides impunctatus</i> Goetghebuer, 1920	136
<i>Culicoides lupicaris</i> Downes & Kettle, 1952	138
<i>Culicoides newsteadi</i> Austen, 1921	140
<i>Culicoides pulicaris</i> (Linnaeus, 1758)	142
<i>Culicoides punctatus</i> (Meigen, 1804)	144
<i>Culicoides nubeculosus</i> (Meigen, 1830)	147

<i>Culicoides parroti</i> Kieffer, 1922	149
<i>Culicoides riethi</i> Kieffer, 1914	152
<i>Culicoides stigma</i> (Meigen, 1818)	154
<i>Culicoides alazanicus</i> Dzhafarov, 1961	157
<i>Culicoides brunnicans</i> Edwards, 1939	160
<i>Culicoides cataneii</i> Clastrier, 1957	163
<i>Culicoides clastrieri</i> Callot, Kremer & Dedit, 1962	166
<i>Culicoides comosioculatus</i> Tokunaga, 1956	168
<i>Culicoides festivipennis</i> Kieffer, 1914	170
<i>Culicoides furcillatus</i> Callot, Kremer & Paradis, 1962	173
<i>Culicoides gejjelensis</i> Dzhafarov, 1964	176
<i>Culicoides griseidorsum</i> Kieffer, 1818	178
<i>Culicoides heliophilus</i> Edwards, 1921	180
<i>Culicoides kibunensis</i> Tokunaga, 1937	182
<i>Culicoides kurensis</i> Dzhafarov, 1960	184
<i>Culicoides longipennis</i> Khalaf, 1957	186
<i>Culicoides odiatus</i> Austen, 1921	188
<i>Culicoides paradisionensis</i> Boorman, 1988	190
<i>Culicoides pictipennis</i> (Staeger, 1839)	192
<i>Culicoides poperinghensis</i> Goethebuer, 1953	194
<i>Culicoides santonicus</i> Callot, Kremer, Rault & Bach, 1966	197
<i>Culicoides semimaculatus</i> Clastrier, 1958	199
<i>Culicoides shaklawensis</i> Khalaf, 1957	201
<i>Culicoides simulator</i> Edwards, 1939	203
<i>Culicoides univitattus</i> Vimmer, 1932	206
<i>Culicoides vexans</i> Staeger, 1839	208
<i>Culicoides achrayi</i> Kettle & Lawson, 1955	211
<i>Culicoides fascipennis</i> (Staeger, 1839)	214
<i>Culicoides pallidicornis</i> Kieffer, 1919	217
<i>Culicoides picturatus</i> Kremer & Dedit, 1961	220
<i>Culicoides subfasciipennis</i> Kieffer, 1919	222
<i>Culicoides minutissimus</i> (Zetterstedt, 1855)	224
<i>Culicoides tauricus</i> Gutsevich, 1959	227
Glosario	231
Bibliografía	235

INTRODUCCIÓN

El material del presente trabajo se ha recogido durante los años 2007 a 2009, y forma parte de las líneas de investigación en entomología aplicada llevada a cabo en NEIKER-Instituto Vasco de Investigación y Desarrollo Agrario (País Vasco, España).

Este trabajo no hubiera sido posible sin la ayuda concedida por el Departamento de Medio Ambiente, Agricultura, Pesca y Alimentación que ha financiado el proyecto Culcontrol DST2007013. En esta publicación han participado directamente el Dr. Arturo Goldarazena junto al doctorando D. Mikel González.

Además, para la identificación de ejemplares dudosos ha sido indispensable la colaboración del Dr. Jean-Claude Delecolle (Instituto de Parasitología y Patología tropical, Universidad de Estrasburgo, Francia). Agradecer a D. Patxi Saenz de Urturi y D. Ander Isasmendi (NEIKER) por la ayuda prestada en las labores de campo y al Dr. Sergio Lopez Romero por sus aportaciones críticas al manuscrito original.

Es importante resaltar que la presente guía no pretende proporcionar una información exhaustiva y detallada sobre las especies del género *Culicoides* en el País Vasco, sino proporcionar de forma clara los conceptos básicos para poder llevar a cabo su identificación.

Con motivo de iniciar en la identificación de los *Culicoides* a aquellas personas desconocedoras de la terminología y caracteres taxonómicos empleados por los especialistas, se incorpora un capítulo de introducción a la morfología de estos dípteros. De este modo, será más sencillo comprender la clave dicotómica ilustrada con fotografías a color realizadas para la identificación de machos y hembras en preparaciones microscópicas que servirá como herramienta de identificación para los técnicos del sector veterinario y ganadero. Además, se muestra una clave de los géneros de Ceratopogónidos más comunes encontrados en las trampas colocadas en los establos, para poder separarlos de forma sencilla del género *Culicoides*.

Se han realizado fichas faunísticas con descripciones sencillas de todas las especies capturadas aportando datos de su biología, distribución e importancia médico-veterinaria.

Asimismo, se han incluido conceptos básicos de la biología, hábitos alimenticios, ecología química, distribución de los vectores, enfermedades transmitidas más comunes haciendo hincapié en la enfermedad de la Lengua Azul, así como en los métodos de control tanto químicos como biológicos más actuales.

Todo el material obtenido e identificado, a partir del cual se ha realizado las fichas faunísticas y el fotografiado, es fruto de sendos muestreos mediante trampas de luz en un total de 12 localidades (4 en Gipuzkoa, 5 en Álava y 3 en Vizcaya). Todos los puntos de muestreo estaban asociados a explotaciones ganaderas, con ganado ovino principalmente.

Por último queremos agradecer a Dr. Gerardo Besga y Dr. Ramón Juste (NEIKER) por las labores de coordinación llevadas a cabo durante este proyecto.

Amaia Barrena Tellería

Directora de Innovación e Industrias Alimentarias

Departamento de Medio Ambiente, Planificación Territorial, Agricultura y Pesca

EL GÉNERO **CULICOIDES**
EN EL PAÍS VASCO

POSICIÓN TAXONÓMICA

Reino	Animalia
Subreino	Eumetazoa
Filo	Arthropoda
Subfilo	Hexapoda
Clase	Insecta
Orden	Diptera
Suborden	Nematocera
Infraorden	Culicomorpha
Superfamilia	Chironomoidea
Familia	Ceratopogonidae
Subfamilia	Ceratopogoninae
Tribu	Culicoidini
Género	<i>Culicoides</i>

Relación de las especies incluidas en esta obra

Subgénero *Avaritia* Fox, 1955

- C. obsoletus* (Meigen, 1818)
- C. scoticus* Downes & Kettle, 1952
- C. chiopterus* (Meigen, 1830)
- C. dewulfi* Goethebuer, 1936
- C. imicola* Kieffer, 1913

Subgénero *Beltranmyia* Vargas, 1953

- C. circumscriptus* Kieffer, 1918

Subgénero *Culicoides* Latreille, 1809

- C. lupicaris* Downes & Kettle, 1952
- C. pulicaris* (Linnaeus, 1758)
- C. punctatus* (Meigen, 1804)
- C. newsteadi* Austen, 1921
- C. fagineus* Edwards, 1939
- C. flavipulicaris* Dhafarov, 1964
- C. impunctatus* Goetghebuer, 1920

Subgénero *Monoculicoides* Khalaf, 1954

- C. nubeculosus* (Meigen, 1830)
- C. parroti* Kieffer, 1922
- C. stigma* (Meigen, 1818)
- C. riethi* Kieffer, 1914

Subgénero *Oecacta* Poey, 1853

- C. alazanicus* Dzhafarov, 1961
- C. brunnicans* Edwards, 1939
- C. cataneii* Clastrier, 1957
- C. geigelensis* Dzhafarov, 1964
- C. festivipennis* Kieffer, 1914
- C. furcillatus* Callot, Kremer & Paradis, 1962
- C. kibunensis* Tokunaga, 1937
- C. pictipennis* Staeger, 1839
- C. univitattus* Vimmer, 1932
- C. poperinghensis* Goethebuer, 1953
- C. simulator* Edwards, 1939
- C. shaklawensis* Khalaf, 1957
- C. longipennis* Khalaf, 1957
- C. kurensis* Dzhafarov, 1960
- C. odiatus* Austen, 1921
- C. vexans* Staeger, 1839
- C. semimaculatus* Clastrier, 1958*
- C. heliophilus* Edwards, 1921*
- C. comosiculatus* Tokunaga, 1956*
- C. santonicus* Callot, Kremer, Rault & Bach, 1966
- C. clastrieri* Callot, Kremer & Deduit, 1962*
- C. paradisionensis* Boorman, 1988*
- C. griseidorsum* Kieffer, 1818

Subgénero *Pontoculicoides* Remm, 1968

- C. tauricus* Gutsevich, 1959*

Subgénero *Silvaticulicoides* Glukhova, 1972

- C. achrayi* Kettle & Lawson, 1955
- C. fascipennis* (Staeger, 1839)
- C. subfasciipennis* Kieffer, 1919
- C. pallidicornis* Kieffer, 1919
- C. picturatus* Kremer & Deduit, 1961*

Subgénero *Wirthomyia* Vargas, 1973

- C. minutissimus* (Zetterstedt, 1855)

* Nuevas citas para la Península Ibérica.

DESCRIPCIÓN

El género *Culicoides* comprende un grupo de mosquitos de la familia Ceratopogonidae, incluida a su vez en la superfamilia Chironomoidea.

Existen más de 1300 especies de *Culicoides* (Borkent & Wirth, 1997) distribuidas por todo el planeta, con excepción de unas pequeñas regiones de Nueva Zelanda, la Patagonia, islas Hawaianas y la Antártida. Los ceratopogónidos se dividen en cuatro subfamilias: Leptoconopinae, Forcipomyiinae, Dasyheleinae y Ceratopogoninae.

Se trata del género más rico en especies de los 103 géneros de ceratogónidos conocidos hasta el momento (Borkent & Wirth, 1997).

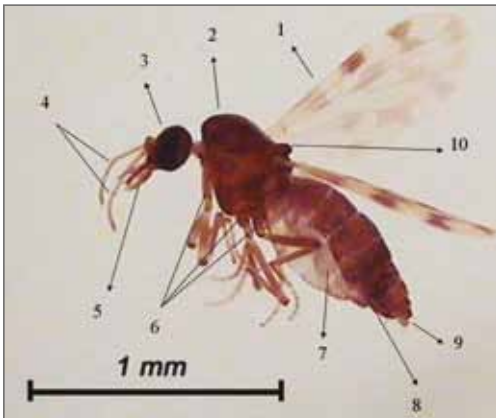


Fig. 1. Esquema morfológico general de un *Culicoides* (*C. imicola* ♀). (1) Ala (2) Tórax (*Scutum*) (3) Ojos compuestos (4) Antenas (5) Piezas bucales y palpos (6) Pares de patas (7) Abdomen (8) Posición de la genitalia interna (9) Cercos anales (10) Escutelo.

Se conocen 116 especies de *Culicoides* en Europa (Szadziwski & Borkent, 2004) de las cuales 76 han sido encontradas hasta la fecha en la Península Ibérica: 68 en España, 47 en Portugal y seis en Andorra (Rawlings, 1997; Sarto i Monteys et al. 2009).

Los *Culicoides* son insectos de pequeño tamaño, con un peso de 0,5 µg y con un rango de longitud que oscila entre 1-5 mm aunque las especies de la Península Ibérica en su mayoría poseen tamaños cercanos a 1-3 mm. Son insectos de cuerpo



Fig. 2. Chironomidae ♀; aspecto general. (Fotografía de J-C, Delécolle).



Fig. 3. Chironomidae ♂; aspecto general. (Fotografía de J-C, Delécolle).

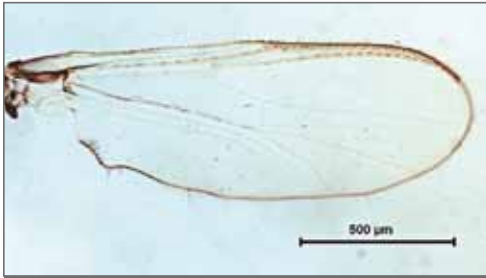


Fig. 5. Chironomidae ♀; ala.

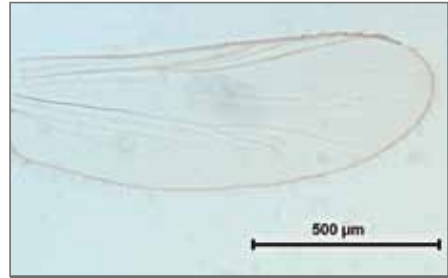


Fig. 6. Chironomidae ♀; ala.

compacto con dos alas grandes que se sitúan en forma de tejadillo sobre el abdomen cuando el insecto está en reposo. Presentan una cabeza formada por dos ojos compuestos, un par de antenas, dos palpos maxilares y una estructura bucal de tipo picador. En la Fig. 1 se detalla la anatomía externa general de un *Culicoides*. Los *Culicoides* son conocidos con los siguientes nombres comunes: jejenes (en Latinoamérica), moscas «punkies», moscas sable, moscas de los ojos y mosquitas diminutas picadoras.



Fig. 4. Chironomidae ♀; detalle cabeza y sus estructuras. (Fotografía de J-C, Delécolle).

Pueden confundirse fácilmente con dípteros de la familia Chironomidae, con los cuales guardan relaciones filogenéticas. Se distinguen de ellos, por las patas anteriores que son más cortas en los *Culicoides* frente a los quironómidos, por la venación del ala, así como por las piezas bucales que en los quironómidos en ningún caso son de tipo picador (Fig. 2, 3, 4, 5, 6).

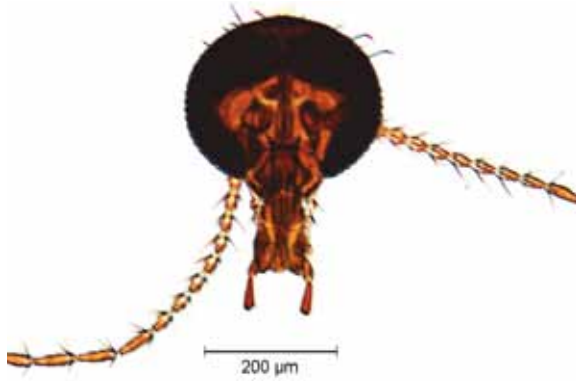
Otros géneros de la familia Ceratopogonidae

En ocasiones, el género *Culicoides* puede confundirse con otros géneros de su misma familia. En las trampas de captura es frecuente encontrar otros géneros que de mayor a menor abundancia son: *Forcipomyia*, *Atrichopogon*, *Leptocnops*, *Kolenohalea*, *Dasyhelea*, *Ceratopogon*, *Allohelea* y *Shizohalea*.

- El género *Leptoconops* Skuse no presenta vena r-m, ni macrotricos ni microtricos en el ala. El número de segmentos antenales flagelares es de 11 o 12, frente al resto de ceratopogónidos que poseen 13. A la lupa binocular el género *Leptoconops* se separa de los *Culicoides* por presentar los ojos compuestos extremadamente separados y por poseer unos cercos largos y conspicuos que en ningún caso aparecen en los *Culicoides*. Dos especies presentes en la Península Ibérica. *Leptoconops bezzii* (Noé, 1905) con 12 artejos flagelares y *Leptoconops kerteszi* Kieffer, 1908 con 11 artejos flagelares. Se ha encontrado *Leptoconops noei* Clastrier & Coluzzi, 1973 por primera vez en España (Lám. 6; fig. 163-166).
- El género *Forcipomyia* Meigen, engloba un grupo de especies que incluye varios subgéneros y también cae con frecuencia en las trampas de captura. Son especies robustas que presentan el **empodio** de su último tarso muy desarrollado y sus uñas son más largas y curvas que el género *Culicoides*. Es característica la presencia de un **mucrón** en el último artejo antenal. Además, son especies que poseen gran cantidad de pilosidad alar y frecuentemente también en el resto del cuerpo. Las especies de *Forcipomyia* más abundantes en las trampas (*F. squamigera* Kieffer, *F. bipunctata* Linnaeus y *F. ciliata* Winnertz) presentan un ribete de sedas con aspecto «foliar» en el lateral de la tibia fácilmente observable a la lupa binocular (Lám. 5; Fig. 155-162). De los 10 subgéneros presentes en la Península Ibérica, los subgéneros más comunes en las trampas han sido *Forcipomyia* y *Thyridomyia*.
- El género *Dasyhelea* Kieffer es similar en el aspecto alar a los *Culicoides*. En cambio, bajo el microscopio se distingue fácilmente por presentar el flagelo antenal de superficie rugosa, y en los machos este carácter es más acusado presentando ornamentaciones en los artejos. Se trata de especies con las mandíbulas no tan desarrolladas como en los *Culicoides* y con las sensilas del 3^{er} artejo palpar no insertadas en una foseta sensorial (Lám. 4; Fig. 148-154). Más de cuatro subgéneros registrados en la Península Ibérica.
- El género *Atrichopogon* Kieffer se asemeja al género *Forcipomyia* por presentar el último artejo antenal con mucrón, sin embargo no son especies tan peludas. Además, el aspecto de los artejos antenales en las especies de *Atrichopogon* es similar al género *Culicoides*, con los artejos basales redondeados y los distales alargados, mientras que en *Forcipomyia* los artejos antenales son todos más o menos redondeados (Lám. 2; Fig. 138-141). Hasta cuatro subgéneros con varias especies cada uno en la Península Ibérica.
- Los géneros *Kolenohelea* Kieffer, *Allohelea* Kieffer, *Shizohelea* Kieffer y *Ceratopogon* Meigen se diferencian de los *Culicoides*, en el caso de las hembras, por presentar uñas más desarrolladas, y generalmente con al menos un par de patas con uñas desiguales. Además, presentan uno o varios ribetes de cerdas conspicuas alineadas en el tarso basal de las patas posteriores (Fig. 147ab). Las celdas radial primera y más raramente la segunda también, en ocasiones no existen o bien permanecen cerradas como en *Culicoides*, pero la segunda celda es mucho más larga que la primera.

- El género *Shizohalea* (= *Monohelea*) suele presentar un tórax muy oscuro con setas erectas. Este color tan oscuro no se ha observado en ninguna especie de *Culicoides*. Además, presentan el 5º artejo palpar muy largo y las alas suelen ser amarillentas con escasos macrotricos y microtricos. Posee el par de uñas posterior muy desigual y desarrollado (**Lám. 7; Fig. 167-170**). *Shizohalea* presenta dos especies en la Península Ibérica.
- Dentro del género *Kolenohalea*, se ha encontrado la única especie ibérica *Kolenohalea calcarata* (Goetheber, 1920) que a la lupa es de aspecto muy similar al género *Stilobezzia* Kieffer. Lo más característico son sus espermatecas ovoides de superficie punteada, con un pedicelo largo y estrecho, y en la base de la espermateca presenta ornamentaciones a modo de pequeñas líneas longitudinales que le rodean. Además, el esternito noveno posee dos pequeñas proyecciones convergentes afiladas. Con ornamentaciones antenales distales (**Lám. 8; Fig. 171-174**). Una sola especie en la Península Ibérica.
- Del género *Allohelea* se ha capturado la única especie ibérica *Allohelea tessellata* Zetterstedt, 1850. Esta especie se caracteriza por presentar un patrón de manchas característico. Además, tiene espinas en el tórax y los tarsos de las patas posteriores poseen espinas conspicuas y bien quitinizadas (**Lám. 1; Fig. 135-137**). Una sola especie en la Península Ibérica.
- Dentro del género *Ceratopogon* algunas especies recuerdan a los *Culicoides* cuando se estudian bajo la lupa. Al microscopio se aprecian diferencias en el desarrollo de las uñas, el aspecto de los artejos antenales, la ausencia de sensilas celocónicas y presencia de cierta pubescencia ocular (**Lám. 3; Fig. 142-147**). *Ceratopogon* presenta dos especies en la Península Ibérica, ambas capturadas en los muestreos realizados.

Lámina 1 · *Allohelea tessellata* ♀



135



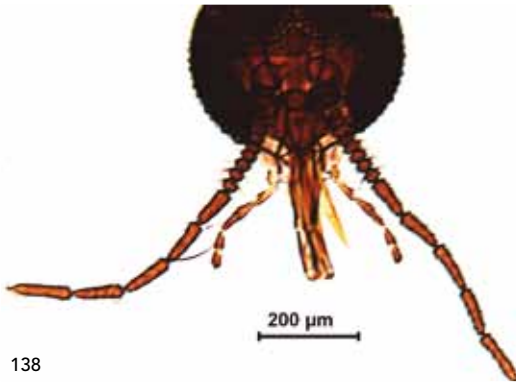
136



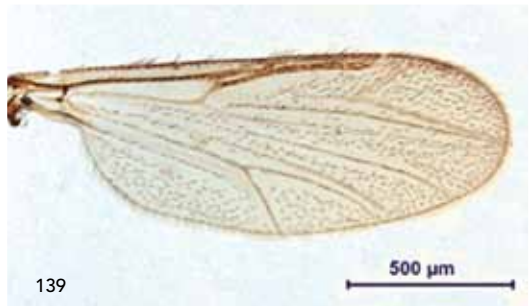
137

LÁMINA 1. *Allohelea tessellata* ♀; Cabeza (Fig. 135); Ala (Fig. 136); Tarsos con espinas (Fig. 137).

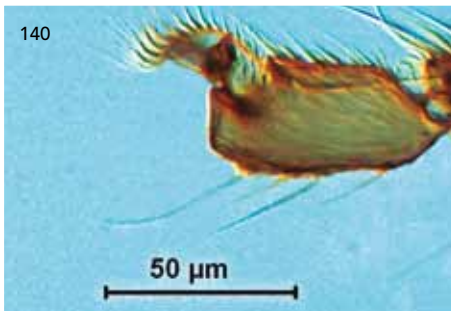
Lámina 2 · *Atrichopogon* sp. ♀



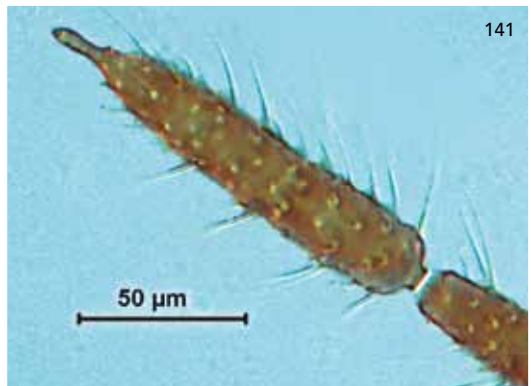
138



139



140



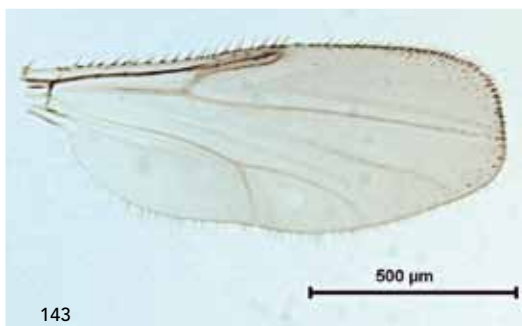
141

LÁMINA 2. *Atrichopogon* sp. ♀; Cabeza (Fig. 138); Ala (Fig. 139); Mucrón antenal (Fig. 141); Empodio (Fig. 140).

Lámina 3 · *Ceratopogon* sp. ♀



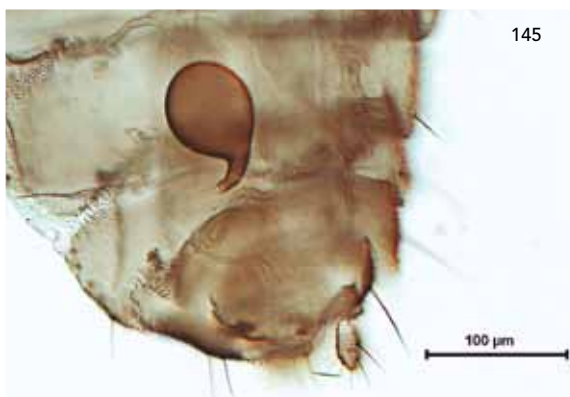
142



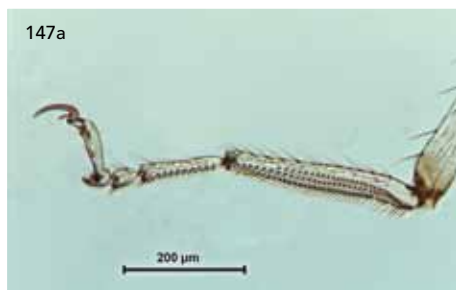
143



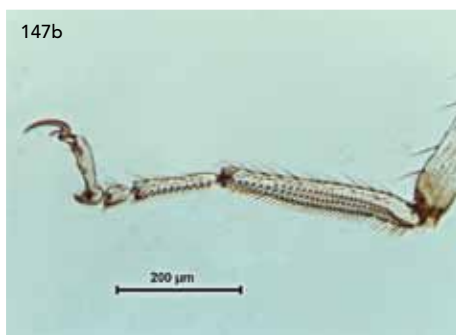
144



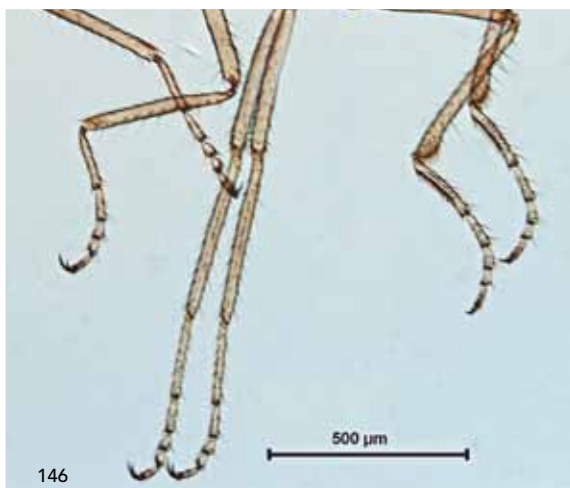
145



147a



147b



146

LÁMINA 3. *Ceratopogon* sp. ♀; Cabeza (Fig. 142); Ala (Fig. 143); Artejos antenales (Fig. 144); Espermateca (145); Patas (146); Cepillos de cerdas del 1^{er} tarso posterior (147ab).

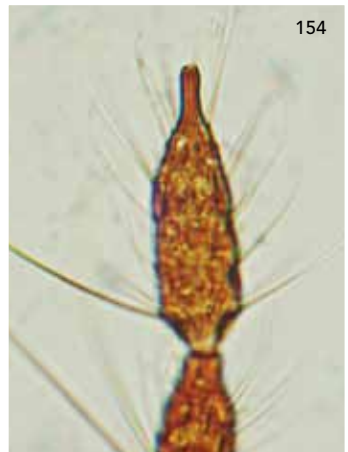
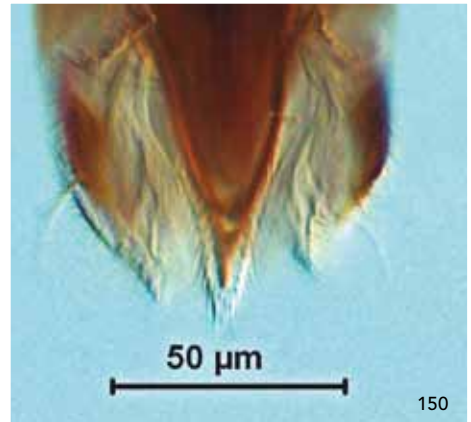
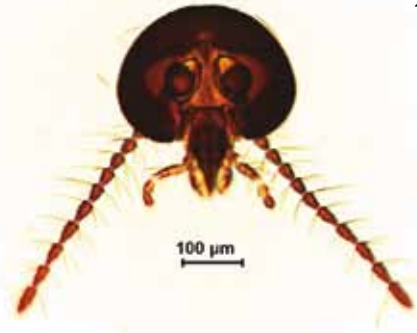


LÁMINA 4. *Dasyhelea* sp. ♀; Aspecto general (Fig. 148); Cabeza (Fig. 149); Piezas bucales (Fig. 150); Ala (Fig. 151); Sensilas del tercer arto palpar (Fig. 152); Artejos antenales (Fig. 153); Mucrón antenal (Fig. 154).

Lámina 5 · *Forcipomyia* sp. ♀

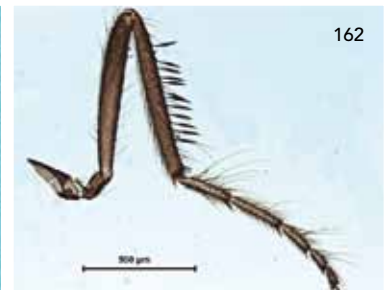
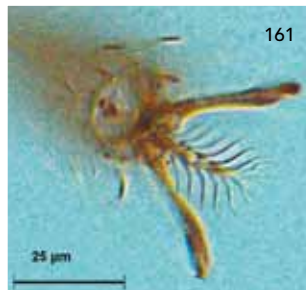
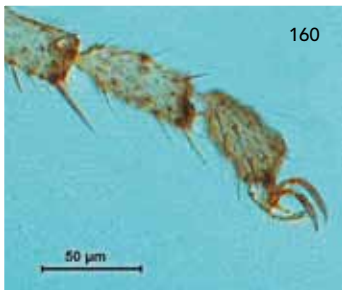
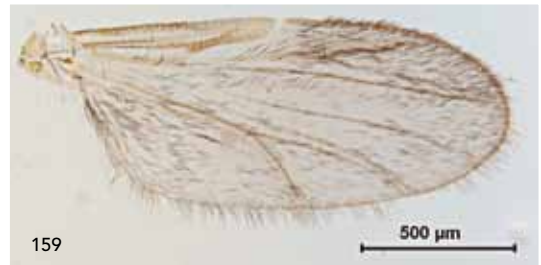
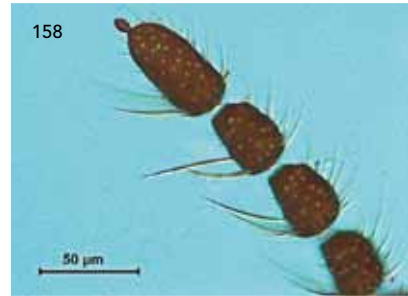
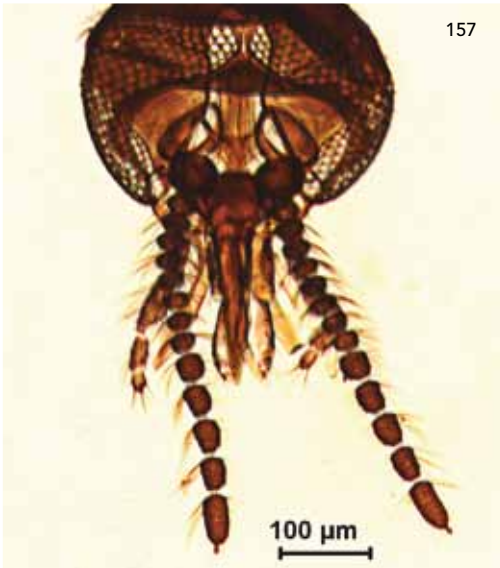


LÁMINA 5. *Forcipomyia* sp. ♀ Aspecto general (Fig. 155); ♂ Aspecto general (Fig. 156); ♀ Cabeza (Fig. 157); Mucrón antenal (Fig. 158); Ala (Fig. 159); Empodio y uñas (visión lateral) (Fig. 160); Empodio y uñas (visión ventral) (Fig. 161); Sedas foliares tibiales (Fig. 162).

Lámina 6 · *Leptoconops noei* ♀

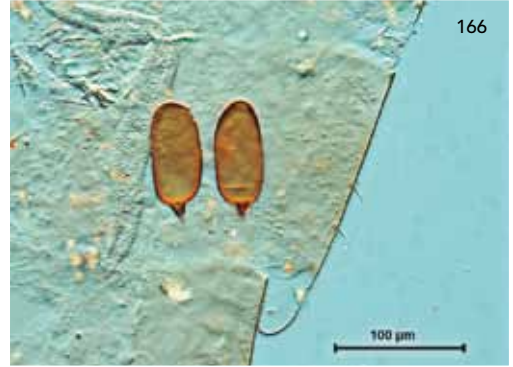
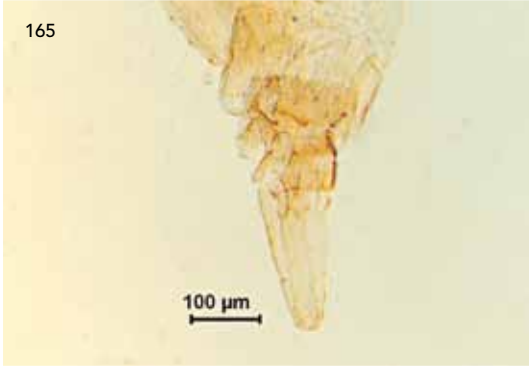
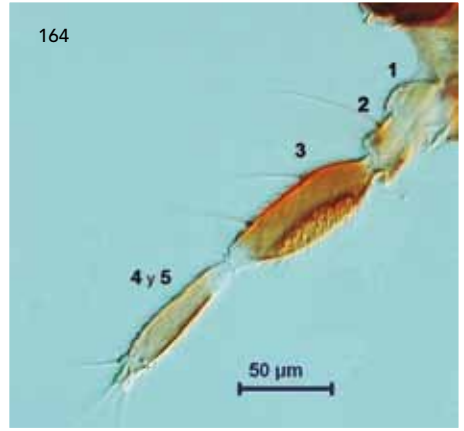
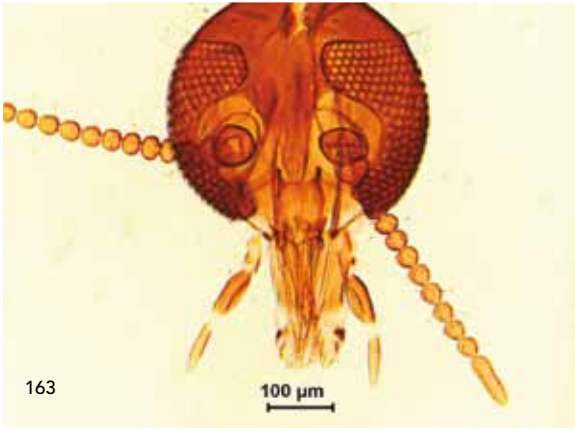


LÁMINA 6. *Leptoconops noei* ♀; Cabeza (Fig. 163); Artejos del palpo (Fig. 164); Cercos anales (Fig. 165); Espermatecas (Fig. 166).

Lámina 7 · *Shizohelia* sp. ♀

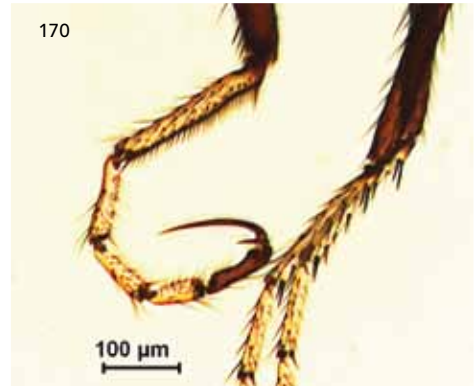
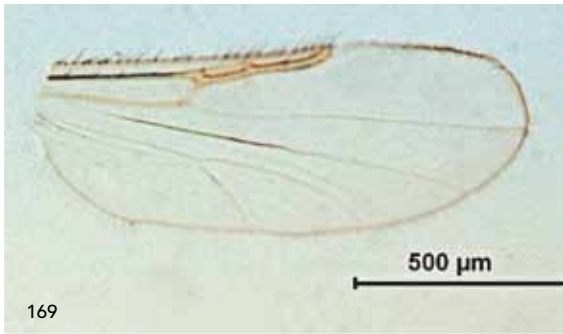
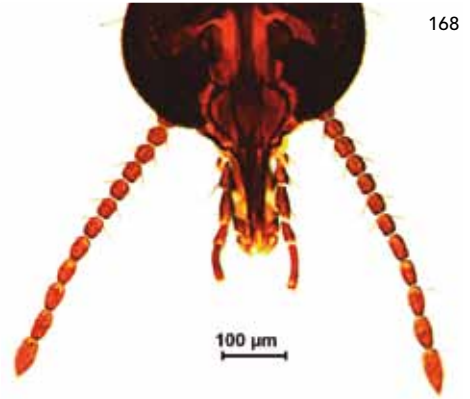
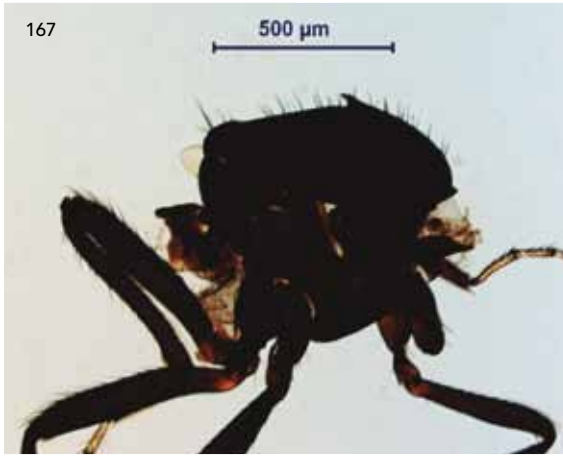


LÁMINA 7. *Shizohelia* sp. ♀; Cabeza (Fig. 168); Tórax y espinas (Fig. 167); Ala (Fig. 169); Tarsos y uñas (170).

Lámina 8 · *Kolenohelea calcarata* ♀

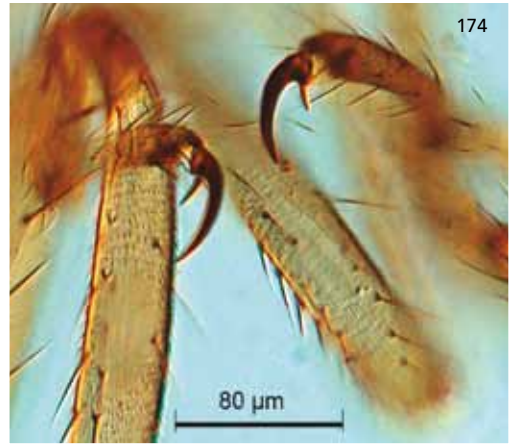
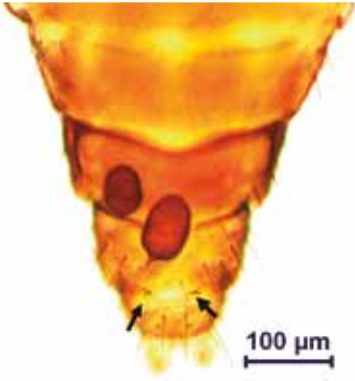
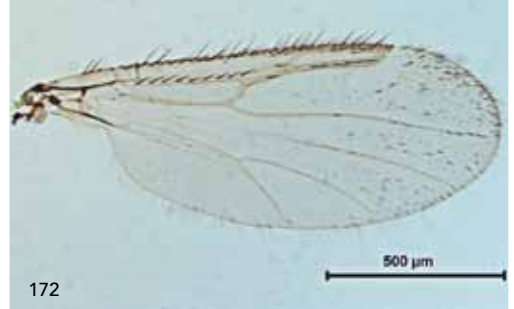


LÁMINA 8. *Kolenohelea calcarata* ♀; Cabeza (Fig. 171); Ala (Fig. 172); Espermatecas y proyecciones del noveno esternito (Fig. 173); Uñas (174).

BIOLOGÍA DE LOS CULICOIDES

Los *Culicoides* son insectos holometábolos y por ello su ciclo biológico se compone de 4 fases: huevo, larva I, II, III, IV, pupa y adulto (Fig. 7).

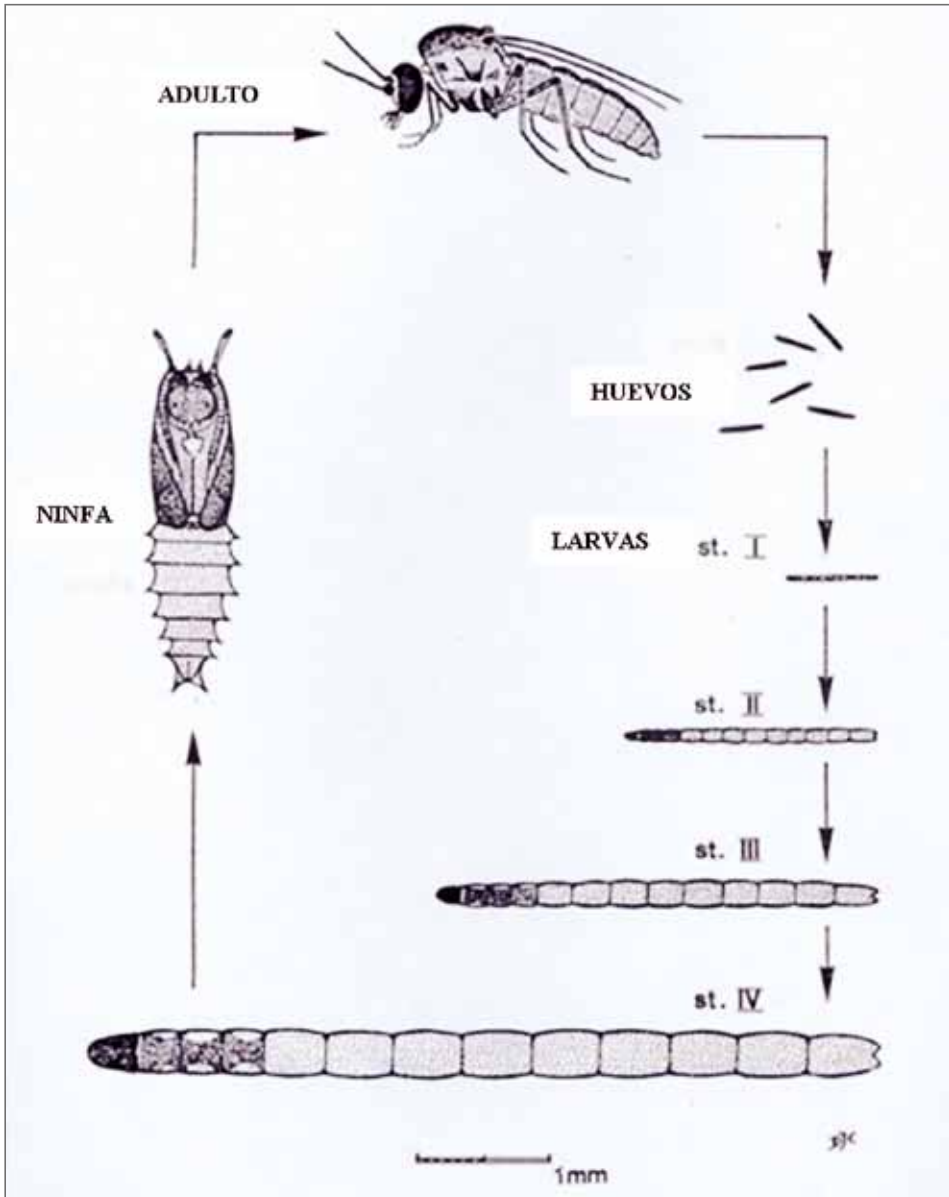


Fig. 7. Ciclo vital de los *Culicoides* (Dibujos realizados por J-C, Delécolle).



Fig. 8. Hábitats potenciales de larvas del complejo *obsoleteus* (Elguea, Álava). Barro rodeando la granja donde se produce un goteo continuo de agua desde el tejado.



Fig. 9. Hábitats potenciales de larvas del complejo *obsoleteus* (Elguea, Álava). Estiércol disperso en el pastizal.



Fig. 10. Hábitats potenciales de larvas del complejo *obsoleteus* (Elguea, Álava). Estiércol almacenado en el exterior del estabulario, formado por paja y guano de oveja.



Fig. 11. Hábitat de especies que viven en el barro húmedo que rodea los reservorios de agua, tales como charcas donde viven *C. festivipennis* y *C. circumscriptus* (Legutiano, Álava).

Las hembras de *Culicoides* ovopositan en zonas donde existe humedad y materia orgánica para el desarrollo posterior de las larvas. La presencia de humedad o agua es un requisito indispensable para el desarrollo de éstas.

Se conocen multitud de microhábitats para la puesta de huevos y cría de las larvas. Entre estos destacan los bordes de los lagos, barro junto a estanques y charcas, acumulos de hojas, raíces y masa vegetal, heces de ganado, reservas de agua contaminada con heces, sistemas de alcantarillado, pantanos, charcos de agua de lluvia, túneles de drenaje, campos de arroz, agujeros de árboles, bordes de arroyos y ríos entre otros (Uslu & Dik, 2010) (Fig. 8-11).

Los huevos son alargados (400-500 μ) e inicialmente son claros aunque rápidamente se oscurecen al entrar en contacto con el aire. Son depositados sobre un sustrato sólido. El número de huevos es extremadamente variable según las especies y las condiciones, pudiendo oscilar entre 10 y 675. Las hembras de *Culicoides* ponen los huevos en línea o bien en pequeños paquetes en aquellos

lugares con humedad y alimento para el posterior desarrollo de las larvas. *Culicoides circumscriptus* pone una media de 250 huevos (Becker, 1961) mientras que *Culicoides pulicaris* deposita una media de 93 huevos (Parker, 1950).

El tiempo de eclosión es variable y oscila entre 2 y 8 horas. Excepcionalmente puede ser de días o meses según las condiciones del medio.

Del huevo emerge una larva de aspecto vermiforme y color claro que perfora el huevo por su parte terminal para salir al exterior.

La larva I presenta un tamaño cercano a los 0,5 mm de longitud que tras tres mudas alcanzará el estadio de larva IV y una longitud de hasta 1 cm en las especies más grandes. Las larvas se caracterizan por la presencia de la región cefálica bien esclerotizada y la ausencia de patas a lo largo del cuerpo. Poseen un sistema de respiración **apneústico***. En general, los *Culicoides* que viven sobre un medio acuático, son buenos nadadores, especialmente en sus estadios larvarios finales. Se reconocen fácilmente por los movimientos ondulatorios serpentiformes del cuerpo que les permite desplazarse a través del agua.

Las larvas se localizan en la capa superficial del medio en el que viven a una profundidad que oscila entre 0 y 12 cm, aunque la mayoría de estas se encuentran entre 0 y 5 cm y raramente se encuentran a profundidades mayores de 8 cm (Uslu & Dik, 2006).

La duración de los estadios larvarios es muy variable y depende fundamentalmente de la temperatura, por lo que el periodo puede oscilar entre varios días a unos meses.

La larva IV finalmente adquiere su tamaño final, y desarrolla unos esbozos puparios en el tórax y una mayor cantidad de cuerpo graso en el abdomen. Esto es lo que caracteriza a una larva en estadio IV a punto de transformarse en pupa.

El estadio pupal es de corta duración (varias horas). Las pupas pueden presentar diferentes patrones de comportamiento. Aunque el patrón de comportamiento más habitual y extendido es aquel en el que éste asciende del sustrato hacia la superficie y permanece un tiempo prolongado descansando y tomando aire con las trompetas torácicas y ante cualquier estímulo se hunde.

Finalmente, emergen los adultos que inicialmente son claros y posteriormente toman su color final gracias a la esclerotización de sus estructuras. Los machos emergen más pronto que las hembras y su esperma está listo a partir de las 24 horas tras la eclosión.

El cortejo puede tener lugar de diferentes maneras según las especies. En el primer caso, se producen grandes enjambres o nubes de mosquitos junto a lugares acuáticos o cerca de sitios de reproducción potencial. Se produce un reconoci-

* Las palabras destacadas en negrita en su primera aparición en el texto están incluidas en el glosario (exceptuando los epígrafes).

miento específico donde el macho reconoce a la hembra según el batido de las alas, junto con la intervención de feromonas sexuales. Si la hembra es receptiva, la cópula se produce junto a la vegetación cercana.

En el segundo caso, menos común entre los *Culicoides*, no se forman enjambres. El macho y la hembra se localizan mediante estímulos olorosos y visuales para posteriormente tener lugar la cópula. Un tercer caso todavía menos común, es aquel en el que ambos sexos se ven atraídos por el mismo hospedador, y el macho busca a la hembra que recientemente se haya alimentado de sangre, y de esta manera copular con ella y transferirle el esperma. Este último tipo ocurre en la especie peninsular *C. puncticollis* (Becker) y se considera un comportamiento **estonógamo** heredado de sus ancestros más antiguos, los Culiconomorpha.

La postura de cópula consiste normalmente en la unión del extremo del macho con el extremo de la hembra, con la cabeza mirando en sentidos opuestos. La genitalia del macho rota 180° para posicionarse en contacto con la genitalia femenina. Después de la inseminación, ambos sexos usan las patas posteriores, especialmente las hembras, haciendo uso de los combos de espinas, para separarse tras la cópula (Blanton & Wirth, 1979).

En algunas especies el esperma acumulado por las hembras durante una cópula, es suficiente para fecundar varias puestas de huevos en diferentes periodos. Otras especies, en cambio, necesitan copular en varias ocasiones (Mullen & Durden, 2009). La transferencia del esperma del macho a la hembra ocurre en muchos casos mediante la intervención de **espermatóforos** como ocurre en *C. nubeculosus* y *C. melleus* (Coquillett).

La duración de la vida de los adultos varía según las especies y según su ciclo se estudie en condiciones de laboratorio o en condiciones naturales. Se ha registrado que puede variar desde una semana hasta más de 3 meses.

En general, tienen actividad crepuscular y nocturna. Normalmente empiezan a volar cuando se pone el sol, aprovechando que disminuye la temperatura y aumenta la humedad ambiental. En días cubiertos y con humedad ambiental elevada pueden incluso volar durante el día. Se ha visto que hay especies con preferencias horarias a lo largo de la noche. Algunas especies como *C. dewulfi* y *C. heliophilus* son de hábitos diurnos (Kettle, 1962).

Son muchos los factores que influyen en la biología y actividad de estos pequeños insectos. Aunque la temperatura es un condicionante muy importante para su actividad, (en los países con climas muy fríos en invierno no se encuentran ejemplares en el exterior, sino que se cobijan en el interior de estabularios, donde la temperatura permite la supervivencia, bien en forma de larva o huevos), existen otros factores como son la intensidad lumínica, ciclos lunares, humedad relativa, cambios barométricos, precipitaciones, viento etc. La velocidad del viento es especialmente importante ya que debido a su pequeño tamaño lo pueden utilizar para dispersarse a largas distancias.

TIPO DE ALIMENTACIÓN (ADULTOS Y LARVAS)

Dentro de la familia Ceratopogonidae la gran mayoría de las especies se alimentan del néctar de flores y algunas de éstas tienen importancia como polinizadores de plantas, especialmente en países tropicales.

Otras, son hematófagas, atacando a insectos (odonatos, lepidópteros, coleópteros, neurópteros, heterópteros) y succionando la hemolinfa de éstos. Por otra parte, encontramos especies que se alimentan de sangre de vertebrados (mamíferos, aves, reptiles y anfibios). Concretamente son los géneros *Culicoides*, *Leptoconops*, *Forcipomyia* y *Austroconops* (Ronderos et al. 2004).

Los tres primeros son de distribución cosmopolita y se encuentran bien representados en las regiones Paleártica y Neotropical mientras que el último es de distribución exclusiva australiana.

El sistema de toma de sangre se inicia con la rotura de la piel con sus mandíbulas hasta alcanzar los vasos sanguíneos. El corte de los vasos causa que la sangre fluya a los tejidos adyacentes y entonces un canal de la trompa del mosquito ayudado por la bomba faríngea succiona la sangre hacia el interior del sistema digestivo. A continuación una vez saciado de alimento, se desplaza a la vegetación cercana para descansar varios días mientras se desarrollan los huevos (Mullen & Durden, 2009).

Las hembras de *Culicoides* son hematófagas de diferentes hospedadores que encuentran mediante un complejo proceso odorífero. Este se encuentra influenciado por diferentes factores como son la radiación solar, velocidad del viento, temperatura y humedad, que limitan la actividad de vuelo (Bhasin, 1996; Blackwell et al. 1997).

Gran parte de las hembras de *Culicoides* necesitan alimentarse de sangre para alcanzar la madurez sexual y poner huevos. Aunque existen algunas especies, como *C. impunctatus* y *C. circumscriptus*, que son **autógenas** y no requieren tomar sangre como alimento para desarrollar la primera puesta de huevos (Blackwell et al. 1992; Boorman & Goddard, 1970). Se sabe que existen especies partenogenéticas, como ocurre en *C. bermudensis* Williams y *C. bambusicola* Lutz, ambas especies americanas.

Las hembras también pueden alimentarse de azúcares que obtienen de flores, y plantas e incluso directamente de pulgones para obtener suplementos alimenticios que les proporciona mayor actividad de vuelo y longevidad (Chaker, 1983).

Por el contrario, los machos de *Culicoides* son florícolas alimentándose del néctar de flores. Su aparato bucal está poco desarrollado, presentando una probóscide más corta que las hembras, un menor desarrollo de las estructuras dentarias y las maxilas suelen acabar en sedas en lugar de tener dientes.

Las hembras de *Culicoides* presentan un amplio rango de hospedadores. Según algunos autores estos mosquitos no poseen un hospedador específico y se rigen

por un patrón de oportunismo, alimentándose del hospedador más accesible y cercano. Según Muller & Murray (1977) la capa fina de pelo que cubre al ganado vacuno es una superficie ideal para acceder a la piel, en cambio, no ocurre así en el ganado ovino donde existe una fuerte capa de lana que dificulta su acceso.

Sin embargo, diferentes estudios corroboran que pueden existir preferencias alimenticias en algunas especies. Las ovejas, vacas y ciervos son los hospedadores predominantes de *C. impunctatus* aunque también se alimentan frecuentemente de la sangre de humanos (Mands et al. 2004).

Existen especies ornitofílicas **exófagas**, cuyos lugares de cría suelen coincidir con los hábitats de las aves, entre estas se encuentran *C. univittatus*, *C. festivipennis*, *C. circumscriptus*, *C. cataneii* y *C. sahariensis* (Kieffer) entre otras (Foxi & Delrio, 2010). Estudios recientes citan como ornitofílicas **endófagas** a *C. truncorum* Edwards, *C. pictipennis* y *C. minutissimus* (Votýpka et al. 2009).

Otras especies se alimentan de mamíferos, como *C. imicola*, *C. newsteadi*, *C. obsoletus* s.l., *C. pulicaris* s.l., *C. puncticollis* y *C. punctatus* (Foxi & Delrio, 2010). Recientes estudios de Ninio et al. (2010) a través del estudio molecular del contenido de sangre presente en hembras recién alimentadas, han dado a conocer los hábitos alimenticios de algunas otras especies. Tanto *C. obsoletus* s.s. como *C. scoticus* presentan un amplio abanico de hospedadores que incluye desde ganado vacuno, ovino, equino, porcino incluso sobre lagomorfos. En cambio, *C. chiopterus* muestra preferencias por el ganado vacuno, aunque estos datos pueden estar influenciados por el tipo de animales presentes en la zona donde se capturen los mosquitos.

Culicoides lupicaris se alimenta de vacas, cerdos y en menor medida caballos y conejos. Su especie afín *C. pulicaris* muestra preferencias por los conejos. Otras especies como *C. achrayi*, *C. pallidicornis*, *C. furcillatus*, *C. picturatus*, *C. brunnicans* y *C. poperinghensis* cuyos hábitos alimenticios eran bastante desconocidos, han mostrado que se alimentan de sangre de ganado vacuno y de conejos.

En relación con el comportamiento alimenticio se habla de especies **endófagas** o **exófagas**. Este hecho tiene gran importancia al ser fundamental en los métodos de control y protección del ganado. Por regla general, el número de especies capturadas en el interior de los estabularios es menor, frente a las capturas efectuadas en el exterior (Baldet et al. 2008; Observación personal, 2009).

Diferentes estudios en el norte de Europa durante el brote de Lengua Azul por el **serotipo-8** indican que un gran número de *C. obsoletus* y *C. dewulfi* eran encontrados en el interior de los edificios pero no ocurría así con *C. pulicaris* (Meiswinkel & Goffredo, en prensa). *Culicoides pulicaris* y *C. punctatus* podrían ser especies exofágicas mientras que *C. obsoletus*, *C. chiopterus* y *C. dewulfi* muestran preferencias endofágicas.

Existen grandes discordancias entre diferentes autores en diferentes países. Mientras que Meiswinkel et al. (2008) en los Países Bajos capturaron hasta dos veces más de *Culicoides* en el exterior que en el interior, Zimmer et al. (2008)

capturaron de 15 a 22 veces más *Culicoides* en el interior respecto al exterior. Estos resultados requieren de una investigación más detallada, ya que el hecho de estabular el ganado, puede ser un condicionante para la entrada de los *Culicoides* a alimentarse. Por ello, Baylis *et al.* (2010) han elaborado un estudio más completo para dilucidar este hecho. Al parecer existen fallos metodológicos en la realización de los experimentos lo que conlleva unos resultados con sesgo. Según este estudio, *Culicoides obsoletus* s.l. es exofílico independientemente de que el ganado se encuentre dentro o fuera del estabulario. Sin embargo parece ser que el grado de exofilia es dependiente de las temperaturas, y por tanto en verano se capturan más ejemplares fuera que dentro, mientras que en otoño debido al viento y a las temperaturas menos agradables los *Culicoides* tienen a entrar en el interior de los estabularios.

Para la especie *C. imicola* también se observan discrepancias entre los resultados de diferentes autores. Barnard (1997); Meinswinkel *et al.* (2000) afirman que esta especie muestra tendencias exofílicas al encontrarse de dos a 10 veces más de ejemplares en el exterior respecto al interior. En cambio, Calvete *et al.* (2009b) detectaron de dos a seis veces más ejemplares en el interior que en el exterior.

En relación con los hábitos alimenticios de las larvas, éstas presentan una alimentación muy variada en función del medio en el que se desarrollen. Por lo general, se puede diferenciar dos tipos de alimentación que a su vez condiciona la morfología y fisiología de las estructuras dentarias. Algunas especies son depredadoras de nematodos, oligoquetos, rotíferos, estadios inmaduros de insectos etc. Mientras que otras se alimentan de detritos, materiales orgánicos y microorganismos (bacterias, hongos, protozoos, algas, diatomeas).

Desde el punto de vista morfológico Chaker, (1983) dividió las larvas en dos grupos. Las especies constituidas por un esqueleto faríngeo de tipo masticador como *C. nubeculosus*, *C. puncticollis* y *C. stigma* y aquellas con un aparato faríngeo chupador-cribador entre las que encontramos *C. festivipennis*, *C. fascipennis*, *C. furcillatus*.

Basándose en experimentos y observaciones directas, parece que muchas especies son omnívoras y se alimentan indiscriminadamente de una cosa u otra según la disponibilidad de alimento.

IMPORTANCIA MÉDICO-VETERINARIA

1. Daños directos

Los *Culicoides* son conocidos a nivel mundial tanto por su importancia como transmisores de enfermedades a los animales y excepcionalmente al hombre, como por el daño directo que causan con su picadura.

La especie *Culicoides impunctatus* es una de las más estudiadas en Reino Unido, la cual se distribuye a través de Europa, Rusia y norte de China pero es particu-

larmente abundante en el oeste de la costa de Escocia (Campbell & Pelham-Clinton, 1960; Hill, 1947). Aunque hasta el momento no se ha demostrado que sea vector de enfermedades, es el causante de pérdidas económicas importantes, especialmente en términos de reducción del turismo y actividades al aire libre en Escocia, donde es responsable de más del 90 % de los ataques por picadura en los humanos (Blackwell *et al.* 1997). Las pérdidas económicas causadas por sus picaduras también perturban el desarrollo de las industrias al aire libre incluyendo la agricultura y actividad forestal.

El gran número de ejemplares durante tales ataques ha sido recientemente estimado por Mordue (2003) la cual observó una tasa de unos 40.000 aterrizajes por hora de estos mosquitos en los brazos de voluntarios. Similares datos fueron encontrados en ataques a personas en costas de Australia y Estados Unidos. Se trata de una especie que se ve atraída por el hombre hasta 10 veces más que *C. obsoletus* s.l. (Parker, 1949).

En la costa del litoral de Australia, especialmente en las orillas templadas del sur, también soportan problemas causados por tres grupos de especies involucradas en picaduras al hombre: *Culicoides immaculatus* Lee & Reye, *C. ornatus* Taylor y *C. modestus* (Skuse). Desde hace años, las continuas obras de construcción de zonas residenciales y de canales, han favorecido el aumento de nuevos lugares de cría, especialmente para *C. modestus*, mosquito que mayor molestia y problemas sanitarios públicos causa en el litoral australiano.

En Estados Unidos los enjambres de *Culicoides furens* (Poey), *C. barbosai* Wirth & Blanton, *C. hollensis* (Melanter & Brues), *C. melleus* (Coquillett) y *C. mississippiensis* Hoffman, son los causantes de que vivir en las áreas de la costa sea insoportable en algunos momentos del año. De igual manera se podría hablar de otros países como ocurre en el Caribe y norte de Sao Paulo con *C. furens* (Takken & Knols, 2010).

Tanto a nivel mundial como en la Península Ibérica, ciertas especies del género *Leptoconops* y *Culicoides* son particularmente agresivas y feroces. En ocasiones aparecen en gran abundancia provocando picaduras dolorosas tanto al ser humano como a otros mamíferos.

En España hay pocos registros por picaduras de *Culicoides* sp. al hombre. Sin embargo, destacan los problemas causados por especies del género *Leptoconops*. En el País Vasco el equipo de entomología de Neiker-Tecnalia ha realizado prospecciones en la localidad alavesa de Santa Cruz de Campezo debido a picaduras sistemáticas, producidas durante el verano del año 2006. Generalmente, estos episodios esporádicos están causados por una proliferación masiva favorecida por unas condiciones ideales de temperatura o la presencia de zonas de cría adecuadas como son los márgenes arenosos adyacentes a cursos fluviales.

Las picaduras muchas veces se pasan por alto ya que no se llega a observar quién lo ha producido por el pequeño tamaño del mosquito (Fig. 12). La reacción a su picadura consiste en una sensación de picor y quemazón en una zona

bien definida en la cual no se forma un prurito rojizo como ocurre con otros dípteros. La duración del dolor se prolonga de unos minutos a unas pocas horas, excepto que la persona desarrolle hipersensibilidad a su picadura (Mullen & Durden, 2009).

A nivel mundial y en España, animales como caballos, jacos, burros y en menor grado ovejas se ven afectados por una enfermedad causada por la picadura directa de los *Culicoides*. Algunos de los nombres con los que se conoce esta enfermedad son el picazón dulce, la dermatitis periódica de verano (SSRD), hipersensibilidad a *Culicoides* (CH) o sarna de verano.

Se trata de una enfermedad recurrente, crónica y dérmica que tiene lugar en el verano coincidiendo con los periodos de máxima abundancia de los *Culicoides*. Le enfermedad se

manifiesta con picazón, pérdida de pelo, pápulas, pruritos y exfoliación entre otras, que pueden evolucionar a lesiones más graves. En realidad se trata de una reacción del sistema inmunitario propio del animal causado por las proteínas de la saliva de los mosquitos. En Reino Unido, Mellor & McCaig (1974) informaron que *C. pulicaris* está directamente vinculada con esta enfermedad cuyos ataques en la base de la cola y melena de los caballos, son fácilmente observables (Fig. 13). Aunque *C. obsoletus* s.l. no parece ser la mayor causa de picazón dulce en Reino Unido si lo es en la Columbia Británica (Canadá) donde se le atribuye ser el principal causante de esta enfermedad (Anderson *et al.* 1991). Este grupo también ha sido identificado por ser el *Culicoides* más abundante causante de la dermatitis en las ovejas de Reino Unido y en las vacas de Israel (Yeruham *et al.* 1993). La enfermedad no se manifiesta exclusivamente por la picadura de estos



Fig. 12. Picaduras sobre el dorso de una mano y tamaño de *C. impunctatus*. (Fotografía obtenida de la web: <http://www.flickr.com/photos/48676080@N00/2636019652/>).



Fig. 13. Lesiones sobre en el dorso de caballos, causadas por la reacción alérgica a la picadura de los *Culicoides*. (Fotografía de: www.equiderma.com).

Culicoides sino que también se han hecho pruebas de inoculación de saliva de otros insectos (Simúlidos, Culícidos, Tabánidos, Múscidos) en caballos produciendo reacción en la piel, pero en ningún caso tan evidente como la causada por los *Culicoides* (Quinn, 1983).

2. Transmisión de enfermedades

Sin lugar a duda, la importancia del género *Culicoides* radica en actuar como vectores en la transmisión de enfermedades, especialmente a mamíferos ungulados. Son transmisores de virus, nematodos y protozoos. Las enfermedades que pueden transmitir al hombre son de distribución tropical y subtropical. El virus del Oropouche en América central y la mansonellosis causada por nematodos filáricos en África y América son las únicas enfermedades conocidas transmitidas por los Ceratopogónidos al hombre hasta la actualidad.

En Europa tienen especial relevancia las enfermedades que afectan al ganado. Algunas especies de *Culicoides* son vectores de arbovirus incluyendo el virus de la Lengua Azul (vLA) causante de la fiebre catarral ovina de las ovejas, cabras y vacas, Peste Equina Africana (PEA) de los caballos y la Enfermedad Epizoótica Hemorrágica (EEH) de los ciervos.

En lo que respecta a la Península Ibérica, la enfermedad más relevante y que más consideración está teniendo es la enfermedad de la Lengua Azul (LA) cuya entrada en el año 2000 en las Islas Baleares y posteriormente cuatro años después en la Península Ibérica ha dejado a día de hoy miles de muertes en la cabaña ganadera y pérdidas económicas importantes (Ver capítulo: Lengua Azul). La Peste Equina Africana (PEA) es una enfermedad endémica del centro de África aunque se han registrado incursiones esporádicas en Oriente Medio (1959-1963), en España (1966, 1887-1990) y en Portugal en 1989 (OIE, 2010).

El actual calentamiento global, podría provocar que virus como el de la Peste Equina Africana, Virus Akabane, virus causante de la Enfermedad Epizoótica Hemorrágica y el virus de la Encefalopatía Equina (vEE) puedan acabar circulando por el norte de Europa debido a la expansión geográfica de sus vectores (Meiswinkel et al. 2008).

En el año 2006, la Oficina Internacional de Epizootias (OIE) informó de la presencia de 23 focos en ganado bovino en Marruecos con la Enfermedad Epizoótica Hemorrágica. Teniendo en cuenta la cercanía de Marruecos con España es importante tomar medidas para prevenir posibles brotes en el futuro.

Una relación extensa de los virus, nematodos y protozoos transmitidos por Ceratopogónidos del género *Culicoides*, *Forcipomyia* y *Leptoconops* puede consultarse en Mullen & Durden (2009).

DISTRIBUCIÓN DE LOS PRINCIPALES VECTORES DE LA LENGUA AZUL EN ESPAÑA Y PAÍS VASCO

Con motivo de la aparición de sendos brotes de Lengua Azul en los años 2000 y 2003 en las Islas Baleares y a continuación en el año 2004 en Andalucía, el Ministerio de Medio Ambiente y Medio Rural y Marino de España (MARM) puso en marcha el Programa Nacional de Vigilancia Serológica y Entomológica frente a la Lengua Azul (LA). Este programa cuenta con tres aspectos básicos: la vigilancia serológica, los estudios entomológicos y las inspecciones clínicas en las explotaciones ovinas. El objetivo del Programa Nacional de Vigilancia Entomológica fue conocer las especies de *Culicoides* asociadas a los rumiantes domésticos con especial atención en la detección de aquellas potencialmente transmisoras del VLA, determinar su distribución, abundancia, evolución y periodos de actividad (Lucientes *et al.* 2008). Los objetivos actualmente se han visto parcialmente ampliados y modificados.

La captura de los *Culicoides* se realizó mediante trampas de luz tipo CDC (Ver capítulo: captura de larvas y adultos). Para la monitorización se dividió España en cuadrículas de 50 Km de lado. En total el mapa nacional peninsular quedó cubierto por 212 cuadrículas más 13 de las islas Baleares, islas Canarias, Ceuta y Melilla (Fig.14). Durante los inicios del programa de vigilancia se incorporaron trampas únicamente en algunas cuadrículas, y a medida que transcurrieron los años se fueron colocando más trampas hasta cubrir todas las cuadrículas seleccionadas. Por ello, el número de trampas colocadas no ha sido constante desde el año 2004 hasta la actualidad. Las trampas fueron instaladas en una explotación ganadera de un municipio o localidad dentro de cada cuadrícula. No obstante, las condiciones logísticas, económicas o el interés epidemiológico supusieron el cambio o ampliación de determinadas áreas, de tal manera que en algunas zonas la intensidad de muestreo era mayor a la prevista inicialmente. Las trampas se hicieron funcionar una noche semanal durante durante todo el año y las capturas eran enviadas a laboratorios de referencia para ser identificados los *Culicoides* (Lucientes *et al.* 2008). Para una lectura extensa y completa del Programa Nacional de Vigilancia Entomológica se recomienda visitar el siguiente enlace: <http://rasve.mapa.es/Publica/InformacionGeneral/Enfermedades/enfermedades.asp>



Fig. 14. Puntos de muestreo correspondientes al Programa Nacional Entomológico de Seguimiento de la Enfermedad de la Lengua Azul (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es/Publica/InformacionGeneral/Enfermedades/enfermedades.asp>).

En sus inicios, el diseño del programa estuvo orientado al principal responsable de los brotes víricos, *Culicoides imicola*. No obstante, el complejo de especies *Culicoides obsoletus* implicado en la transmisión de algunos serotipos de la Lengua Azul en Europa (Purse *et al.* 2007) y también en España (Calvete *et al.* 2008) motivó la ampliación del programa de vigilancia con el objetivo de monitorizar también estas poblaciones.

Los datos aportados por las primeras trampas instaladas muestran capturas de *Culicoides imicola* en junio del 2004 en la parte central y meridional de España y en las islas Baleares. Posteriormente en octubre del mismo año se añadió Cataluña y territorios limítrofes a la comunidad de Madrid con capturas bajas pero destacables. Durante los años posteriores *C. imicola* ha ido ocupando toda Andalucía y Extremadura, con densidades importantes. En Castilla La Mancha se encuentra de forma habitual en las provincias de Ciudad Real y Toledo mientras que se producen capturas puntuales en el resto de las provincias. Se captura en la mitad sur de Madrid, y en Castilla León y es abundante en el sur de la provincia de Ávila. También se encuentra en todas las islas Baleares, mientras que se captura puntualmente en Murcia y Cataluña y está colonizando Aragón especialmente el valle del Ebro con poblaciones pequeñas pero establecidas en Zaragoza. Los datos observados en el programa de vigilancia muestran una expansión hacia el norte peninsular con capturas accidentales en Galicia, Valladolid, Burgos y Navarra. Contrasta con estos datos la Comunidad Valenciana con un número de capturas muy bajo a pesar de tratarse de una zona muy adecuada para el vector (Lucientes *et al.* 2008) (Fig. 15-18).

Los resultados analizados de este programa desde el año 2004 al año 2008 permiten asegurar que tanto la especie **alóctona** *C. imicola* como el complejo de especies **autóctonas** del complejo *obsoletus* se encuentran en la mayoría de las comunidades autónomas de España. En cambio, existen diferencias significativas al comparar el número medio de capturas de la mitad norte peninsular con la



Fig. 15. Distribución y expansión de *C. imicola* en el año 2004 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).



Fig. 16. Distribución y expansión de *C. imicola* en el año 2005 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).



Fig. 17. Distribución y expansión de *C. imicola* en el año 2006 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).

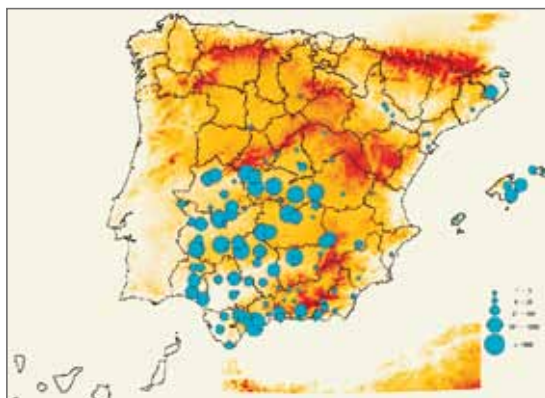


Fig. 18. Distribución y expansión de *C. imicola* en el año 2007 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).

mitad sur peninsular. En el norte peninsular se capturan más *C. obsoletus* s.l. que en el sur (Fig. 19-21), por el contrario en el sur se capturan más *C. imicola* que en el norte. El complejo *pulicaris* se captura por toda España aunque es menos abundante que las especies anteriores.

El complejo *obsoletus* que incluye *C. obsoletus*, *C. scoticus*, *C. dewulfi* y *C. chiopterus* está bien representado con poblaciones abundantes en España.

La especie *C. obsoletus* es muy abundante y está ampliamente repartida y *C. scoticus* es menos frecuente pero se encuentra también muy diseminada por todo el territorio español. *Culicoides dewulfi* es una especie que se encuentra de forma puntual por toda la mitad norte siendo muy poco abundante. El complejo *lupicaris* que incluye *C. lupicaris* y *C. pulicaris* es el segundo grupo de especies más abundante. La especie *C. pulicaris* es menos abundante que *C. lupicaris*.

Al tratarse de especies de distribución eurosiberiana están mucho mejor adaptadas a las temperaturas bajas que *C. imicola*.

En España, la especie *Culicoides imicola* se ha establecido en toda la zona sureste y centro hasta la provincia de Madrid. En la zona Mediterránea se ha hallado en el litoral de Cataluña, así como en zonas de Alicante y Murcia. Es muy abundante en las Islas Baleares (Miranda *et al.* 2003). En el resto de comunidades, especialmente en Castilla y zona norte, se han producido incursiones esporádicas de ejemplares que no han perdurado. Aún así es posible que en este momento se encuentre en expansión, pudiendo estar favorecida por los posibles cambios climáticos que se están produciendo (MARM, 2008).

Respecto a las dinámicas poblacionales se han visto diferencias entre ambas especies vectoras. Por una parte, *C. imicola* presenta el periodo de máximas capturas medias en los meses de agosto a octubre, mientras que fueron prácticamente inexistentes de diciembre a abril. En el caso del complejo *obsoletus*, el período de máximas capturas estuvo comprendido entre mayo y julio, mientras



Fig. 19. Distribución y expansión de *C. obsoletus* en el año 2005 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).



Fig. 20. Distribución y expansión de *C. obsoletus* en el año 2006 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).

que el de mínimas fue de noviembre a marzo. Sin embargo, estas capturas mínimas de noviembre-marzo son relativamente abundantes en el norte peninsular (Calvete *et al.* 2009a). *Culicoides obsoletus* puede estar presente durante todo el año en regiones de la Cornisa Cantábrica (MARM, 2008).

En el País Vasco, a consecuencia del brote vírico de Lengua Azul por el serotipo-1 surgido en la provincia de Gipuzkoa en noviembre del 2007, las autoridades correspondientes se dispusieron a la colocación de trampas de luz CDC. El ministerio (MARM) colocó trampas puntuales en Gorniz (Vizcaya), Oiartzun, Zizurkil, Aia, Ataun, Hernani (Gipuzkoa) y una trampa permanente en Arkaute (Álava). Actualmente están en funcionamiento en Arkaute, Kortezubi y Aia. Por parte del Gobierno Vasco (Neiker-Tecnalia) se colocaron trampas en diferentes localidades de Oiartzun: Zabaltzo, Oiantxabal, Azkue y Saroberri. La primera captura de *C. imicola* para el País Vasco se produjo dentro de la granja de Zabaltxo el 27 de noviembre del 2007, seguido de tres capturas más en diciembre. Posteriormente, se capturaron otras dos hembras en la localidad próxima de Oiantxabal (Goldarazena *et al.* 2008). En el año 2008 Neiker capturó otros dos ejemplares y el Ministerio uno más. Hasta el momento no se han capturado ningún ejemplar más de la especie *C. imicola* en la Comunidad Autónoma del País Vasco. La llegada de estos vectores a Gipuzkoa podría deberse a incursiones de vientos del sur a finales de agosto y principios de septiembre, en lugar de lo anteriormente postulado que era a través de ganado infectado con el vector (Lastra *et al.* 2010, en prensa).

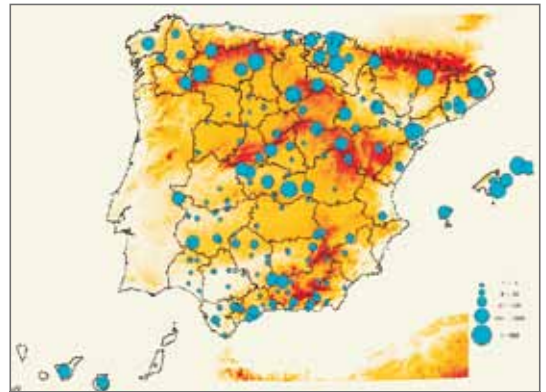


Fig. 21. Distribución y expansión de *C. obsoletus* en el año 2007 en España (Fotografía de: <http://rasve.mapa.es>).

Las dinámicas poblacionales en el País Vasco para *C. obsoletus* y *C. scoticus* muestran el mayor número de capturas en los meses de junio y julio. Mientras que el periodo de mínimas capturas ocurre de septiembre a noviembre según la localidad. El complejo *pulicaris* presenta sus máximos poblacionales en los meses de mayo a julio aunque en algunas localidades en los meses de octubre y noviembre se puede registrar un número de capturas igual o mayor al de los meses estivales (Goldarazena *et al.* en prensa).

Los últimos datos aportados de un reciente trabajo de Acevedo *et al.* (2010) basados en un modelo de predicción multifactorial con especial atención a la distribución de sus hospedadores (salvajes y domésticos), estiman que la población de *C. imicola* no experimentará un gran incremento en su rango de distribución en los próximos 40 años. Por el contrario, estos autores pronostican que habrá un aumento previsto de abundancia en las áreas donde ya está presente (España continental).

LA LENGUA AZUL: PASADO, PRESENTE Y FUTURO

Introducción

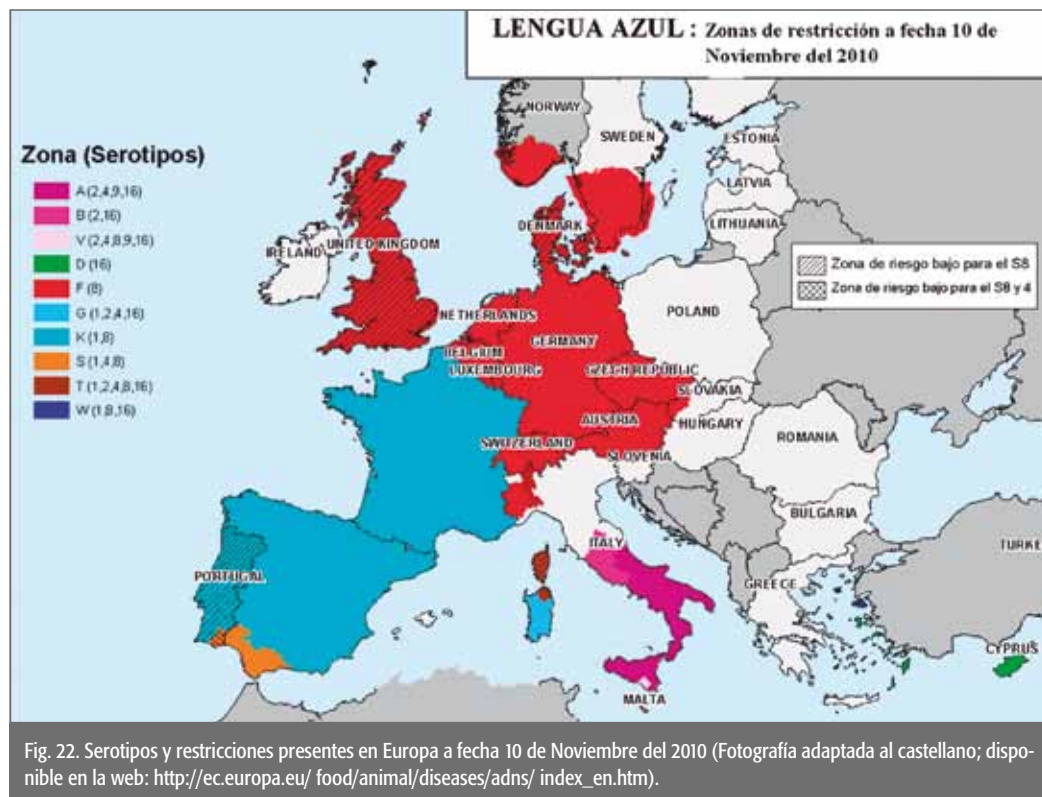
La Lengua Azul (LA) o fiebre catarral ovina es una enfermedad causada por un virus ARN de doble cadena del género *Orbivirus*, familia Reoviridae, que se transmite por la picadura de mosquitos del género *Culicoides* infectados por el virus.

Hasta la fecha se conocen 24 serotipos víricos distintos transmitidos por diferentes especies de *Culicoides* spp. dependiendo del área geográfica y factores climáticos. En la Unión Europea se han detectado ocho serotipos: 1, 2, 4, 6, 8, 9, 11 y 16 (Fig. 22) siendo el serotipo-8 el que más problemas ha causado en todo el centro y norte de Europa. Este virus afecta a los rumiantes domésticos (ovejas, vacas y cabras) así como a animales salvajes como ciervos y camélidos. Sin embargo, las manifestaciones clínicas de la enfermedad varían mucho entre los diferentes especies animales, siendo el ganado ovino el que sufre el cuadro clínico más grave, con alta mortalidad al cabo de 8-10 días (Goldarazena & Romón, 2008). La sintomatología y lesiones más frecuentes son: cuadros clínicos inflamatorios, edematosos y congestivo-hemorrágicos en mucosas cefálicas, extremidades (pezuñas) y musculatura, si bien también pueden originarse cuadros respiratorios, malformaciones y abortos (Fig. 23-30). Para una lectura más extensa sobre la epidemiología, sintomatología, diagnóstico y profilaxis consultar OIE, 2010.

La enfermedad se incluye en la lista A de la Oficina Internacional de Epizootias por presentar gran poder de difusión, especial gravedad, capacidad de extenderse más allá de las fronteras nacionales, así como consecuencias socioeconómicas o sanitarias graves cuya incidencia en el comercio internacional de animales y productos de origen animal es muy importante (OIE, 2010).

Pasado

La Lengua Azul fue descrita por primera vez en 1876 en Sudáfrica por Henning



supuestamente tras la introducción de ovinos europeos en la zona. Más tarde fue descrito el proceso inicialmente como una «fiebre» que aparece especialmente en verano, y que afectaba en menor medida al ganado que se mantenía estabulado durante la noche. Hutcheon (1881) la llamó «fiebre catarral malarial de las ovejas». En 1906, Theiler sugirió que la enfermedad podía resultar por la acción de un virus, datos similares a los aportados por Löeffler y Frosch en el año 1897 con una enfermedad que afectaba a la boca y a las patas.

Hasta 1998 la enfermedad de la lengua azul era considerada exótica para Europa, con la excepción de Chipre, donde en 1924 fue detectada varias veces (Polydorou, 1978).

Los primeros registros señalan que el primer brote tuvo lugar en la Península Ibérica el 6 de agosto del año 1956 en Badajoz, procedente de un brote de Portugal. La enfermedad se extendió por las provincias cercanas hasta que finalmente en el año 1960 fue erradicada gracias a las labores de desinfección y vacunación. La enfermedad podría haberse extendido desde Marruecos al sur de España y Portugal a través del viento (Sellers *et al.* 1978). Este brote fue causado por el serotipo-10 que perduró hasta, aproximadamente, el año 60 y provocó la muerte de más de 179.000 ovejas (Ortega *et al.* 1999).



Fig. 23. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Conjuntivitis. (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).



Fig. 24. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Lagrimeo. (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).



Fig. 25-26. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Hiperemia e inflamación de la mucosa gingival, nasal y labial. (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).

Durante los 38 años posteriores la enfermedad permaneció ausente o bien latente en hospedadores intermedios salvajes como cérvidos, bóvidos, en los que la enfermedad frecuentemente es asintomática y no se manifiesta. Se desconoce como afecta el virus a los rumiantes silvestres, aunque si se sabe que presentan anticuerpos frente a la enfermedad, lo que indica que han estado en contacto con el virus.

Presente

En 1998 la enfermedad apareció en Grecia y al siguiente año se extendió a Turquía y Bulgaria. En enero del año siguiente fue declarada en Túnez, la cual estaba causada por el serotipo-2. En el segundo semestre de este mismo año se detectó el serotipo-2 en Argelia, Marruecos, Italia, Córcega y en las islas de Mallorca y Menorca. Durante los meses de septiembre y octubre un total de 4.106 ovejas se vieron afectadas entre las dos islas (Miranda *et al.* 2003). En



Fig. 27. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Edema submandibular y hemorragias e inflamación en la región nasal y labial. (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).



Fig. 28. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Cianosis en la lengua. (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).



Fig. 29. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Congestión en el rodete coronario (coronitis). (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).



Fig. 30. Sintomatología y lesiones más frecuentes sobre ganado ovino causado por el virus de la Lengua Azul. Salivación en exceso, fiebre, debilidad, depresión y apatía. (Fotografía del Instituto de Sanidad Animal, de Pirbright (Reino Unido).

octubre del 2003 un nuevo brote esta vez por el serotipo-4 afectó a Córcega y a la isla de Menorca.

En agosto del año 2004 el serotipo-4 afectó a Marruecos y en octubre del mismo año la enfermedad llegó a Andalucía y Extremadura y un mes después se extendió a los territorios limítrofes de Portugal. Se declararon 322 focos en España: 268 en Andalucía, 50 en Extremadura y 4 en Ceuta. En ese momento se puso en marcha el Programa Nacional de Vigilancia Serológica y Entomológica de la Lengua Azul (Ver Capítulo: distribución de los principales vectores de LA) y además se iniciaron las primeras medidas de comunicación y coordinación tanto nacionales como con los Estados Miembros (Portugal, Francia e Italia) por su vecindad y susceptibilidad

de padecer la enfermedad. Desde entonces, se publican una serie de Decisiones Comunitarias, Reales Decretos y Órdenes Ministeriales que se desarrollan y adaptan de forma continua en virtud de los nuevos concimientos sobre el brote. Así mismo, en el Manual Práctico de Operaciones en la Lucha contra la Lengua Azul, publicado por el MARM y revisado a Octubre del año 2008, se pueden consultar las medidas básicas a tomar con la aparición de nuevos focos.

En el año 2005, la enfermedad reapareció en las comunidades de Castilla La Mancha, Castilla y León, Madrid, Extremadura y Andalucía con un número de focos menor, cercano a 88 (Allepuz *et al.* 2010).

Un año después, un nuevo serotipo-1 aparece al este de Magreb (norte de África) y posteriormente en Cerdeña (Italia).

Es en ese mismo año cuando aparece por primera vez el virus (serotipo-8) en el centro de Europa (Holanda, Bélgica, Alemania y norte de Francia) causando una gran sorpresa en los países europeos. Posteriormente la enfermedad se expandió al resto de países adyacentes (Saegerman *et al.* 2008).

En julio del 2007 la enfermedad de la Lengua Azul reapareció en Cádiz con focos causados por el serotipo-1, el mismo que en Marruecos. La enfermedad se extiende durante el verano a provincias de Extremadura y Castilla La Mancha.

Tres meses después, en noviembre del 2007 el virus (serotipo-1) alcanzó por primera vez al País Vasco, Navarra y Pirineos atlánticos franceses (Lastra *et al.* 2010, en prensa). El serotipo-1 fue detectado en el valle de Oiartzualdea (Gipuzkoa) y representó el primer brote para el País Vasco. Un total de 61 brotes ocurrieron durante el año 2007 en Gipuzkoa, 39 en ganado ovino, 12 en ganado bovino, 1 en ganado caprino y 9 en granjas mixtas. Durante el mismo mes, se dieron los primeros casos en Cantabria por el serotipo-8, en vacas importadas desde Alemania y de igual manera ocurrió en diciembre en la comunidad de Galicia. Durante el año 2008 la enfermedad se extendió y afectó ampliamente al norte peninsular con los serotipos 1 y 8 (Goldarazena *et al.* 2008).

En el País Vasco, las campañas de vacunación masivas de ovejas redujeron el número de granjas afectadas a 19 durante el invierno del 2007 y a 3 en la primavera del 2008 para la provincia de Gipuzkoa. La campaña de vacunación no alcanzó al 100% del ganado vacuno lo que pudo ser el causante de que en agosto del 2008 un nuevo brote afectará a Vizcaya y llegará a Álava y Gipuzkoa un mes después. Se vieron afectados 307 rebaños de vacas la mayoría de ellos en Vizcaya, además de 103 rebaños de ovejas, 5 de cabras y 63 de ganado mixto entre las tres provincias vascas (Lastra *et al.* 2010, en prensa).

Finalmente, entre enero y marzo del 2009 se vieron involucrados por el virus 6 granjas en Álava y 1 en Gipuzkoa, todas ellas de ovejas. Después de esto, no se han detectado más brotes por el serotipo-1 en el País Vasco.

En el resto de España la situación durante los años 2008 y 2009 ha ido evolucionando positivamente con una gran reducción en las explotaciones ganaderas

afectadas. Más de un 80 % de los focos se han reducido del 2008 al 2009. Las masivas campañas de vacunación contra los serotipos 1 y 8, así como las medidas de control en el movimiento de ganado, han sido algunas de las medidas que han permitido esta mejora.

Vectores implicados: existen numerosos estudios acerca de los vectores implicados en la transmisión del virus en toda Europa. Se reconocen hasta tres vías de entrada del virus en Europa, a través de Marruecos a España, de Túnez a Sicilia y de Turquía-Grecia a Bulgaria. Los tres vectores más importantes son *C. imicola* en África, Oriente Medio, sureste de Asia, y sur de Europa, *C. sonorensis* Wirth & Jones en Norte América y *C. brevitarsis* Kieffer en Australia (Anthony *et al.* 2010).

Los datos del programa de vigilancia entomológica llevados a cabo en España han demostrado que la transmisión del virus de la Lengua Azul está ligada a la presencia de diversos mosquitos del género *Culicoides*, con especial importancia en *C. imicola* y el complejo de especies *obsoletus*.

Los primeros brotes víricos acontecidos en España desde el año 2000 hasta el 2008 indican que la especie afroasiática *C. imicola* fue la responsable de la enfermedad del ganado en el territorio de las Islas Baleares, Andalucía, Castilla la Mancha y Castilla León, Madrid, Extremadura y norte de España.

Posteriormente, se observaron nuevos brotes en el País Vasco en ausencia de capturas de *C. imicola*. Esto sugirió que el virus podría haber pasado el invierno en el ganado vacuno como reservorio o mediante la participación de otros vectores como *C. obsoletus*, *C. pulicaris* o *C. nubeculosus* que son los candidatos principales implicados en los brotes víricos del serotipo-8 en el norte de Europa (Mehlhorn *et al.* 2007; 2009).

El brote ocurrido en Europa permitió encontrar mediante la técnica **RT-PCR** la presencia del virus en *C. dewulfi* (Meiswinkel *et al.* 2007), de forma similar el virus fue aislado en *C. obsoletus* s.s. y *C. scoticus* en Italia (De Liberato *et al.* 2005; Savini *et al.* 2005) en Bulgaria (Purse *et al.* 2006; Hoffmann *et al.* 2009) y en *C. chiopterus* (Dijkstra *et al.* 2008). Por tanto, queda demostrado el potencial transmisor de estas especies en ausencia del principal vector *Culicoides imicola*. La implicación de la especie *C. pulicaris* en la transmisión del virus de la lengua azul (vLA) ya había sido demostrada años atrás en España (Mellor, 1990) y en Sicilia (Caracappa *et al.* 2003).

Actualidad (2009-2010)

La Península Ibérica en este momento se encuentra en la categoría de zona **restringida** para los serotipos 1 y 8. Las islas Baleares y las islas Canarias fueron declaradas libres de restricciones de los serotipos 2 y 4. En cambio, la parte más occidental de Andalucía se encuentra restringida para los serotipos 1, 4 y 8 (Fig. 31). En el año 2009, se inició una campaña de vacunación contra el serotipo-4 para el sur de España: Málaga, Huelva, Cádiz y Sevilla debido a la aparición de un brote. En octubre del 2010 un **rebaño centinela** no vacunado contra la enfer-

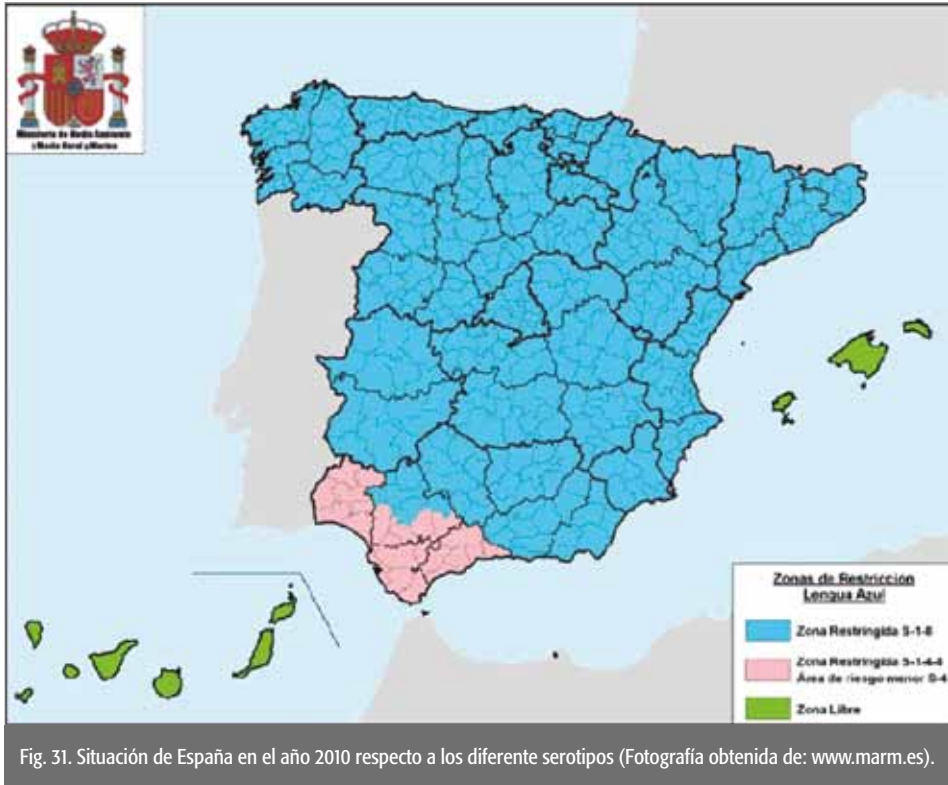


Fig. 31. Situación de España en el año 2010 respecto a los diferente serotipos (Fotografía obtenida de: www.marm.es).

medad mostró poseer la enfermedad: concretamente se detectó el serotipo-4 en dos vacas y siete cabras en dos localidades gaditanas (OIE, 2010).

El control en España se realiza mediante el uso de distintas medidas profilácticas, pero la herramienta fundamental para la erradicación es la vacunación. Las campañas de vacunas permanecieron vigentes durante el año 2010 para aquellas zonas con restricciones donde se aplicó la vacuna correspondiente al serotipo al que sea susceptible la zona. Desde el año 2000 hasta la actualidad, en España se ha evidenciado la presencia de 4 serotipos (2, 4, 1 y 8) y según la OIE y la Unión Europea las campañas de vacunación son el método más eficaz para la erradicación de la LA. En España, se han usado dos tipos de vacunas para el control de la enfermedad: inicialmente, desde el año 2000 hasta el 2006, se usaron **vacunas vivas atenuadas** que a partir del año 2005 se sustituyeron por las **vacunas inactivadas**, siendo las únicas que se usan actualmente (Sánchez- Matamoros et al. 2009). Las vacunas atenuadas fueron empleadas únicamente en ovino, siendo necesaria una única dosis para aportar una protección suficiente durante un año. Sin embargo, al tratarse de vacunas con virus vivos su uso estaba restringido a los meses de inactividad del vector. Por esa razón fueron posteriormente introducidas en el mercado las vacunas inactivas, cuya aplicación se puede realizar durante todo el año. Éstas provocan una duración de la inmunidad más leve, siendo necesarias

dos dosis para provocar un nivel de anticuerpos adecuado. Las vacunas son específicas del serotipo, encontrándose en la actualidad producidas tanto en forma de vacunas monovalentes (2, 4, 1 y 8) como vacunas bivalentes (4+1 y 1+8), porque entre los serotipos del territorio español no hay inmunidad cruzada.

El silencio epidemiológico imperante en el año 2010 unido al alto nivel de cobertura vacunal alcanzado contra los serotipos 1, 8 y 4, permiten una reorientación en la estrategia vacunal de cara la año 2011 por lo que se considera conveniente cesar en la vacunación obligatoria frente al serotipo 8 a partir del 1 de enero del 2011 y a los serotipos 1 y 4 a partir del 30 de junio del 2011. En este sentido la vacunación pasa a ser voluntaria, a criterio del titular de la explotación que, igualmente, pasará a ser responsable de asumir el coste económico de la misma. En cualquier caso la vacuna solo debe ser administrada por un profesional veterinario.

Asimismo, el año 2009 y 2010 ha estado acontecido por numerosas protestas de ganaderos de Cataluña, Aragón y Castilla- León que atribuían la muerte de sus reses a las campañas de vacunación. Éstos coincidían en la aparición de un síndrome crónico consuntivo, con pérdida de peso de los animales, pérdida de lana, disminución de la producción láctea, muertes perinatales, abortos etc. Estos hechos fueron estudiados por centros de investigación como el CRESA (Centro de Investigación de Sanidad Animal en Cataluña,) y por el VISAVET (Centro de Vigilancia Sanitaria Veterinaria), que concluyeron afirmando que no existe relación alguna entre las vacunas y la muerte de los animales, sino que responde a un proceso multifactorial, motivado por factores ambientales y de manejo así como los problemas parasitarios, que eran los responsables del cuadro clínico observado.

ECOLOGÍA QUÍMICA DEL INSECTO

En los *Culicoides*, la localización del hospedador es esencial para encontrar un alimento adecuado. Estos mosquitos pueden detectar estímulos visuales, olfatorios y gustativos, los cuales les ayudan a la localización del hospedador.

Las hembras captan olores químicos derivados del hospedador y éstos pueden ser detectados desde distancias considerables y actuar como activadores o atrayentes (Logan, 2010). La aproximación al hospedador está mediada por movimientos convectivos de aire caliente, humedad, e indicaciones visuales como la forma, tamaño, color y contraste de colores. Las hembras de *Culicoides*, como otros artrópodos, emplean los semioquímicos para la localización de sus hospedadores (Morgue, 2003).

Atrayentes

Existe una gran variedad de **kairomonas** (atrayentes) que actúan de diferente manera según la especie. Las más conocidas son el CO₂, acetona, amonio, butanona, L-(+)-láctico, 1-octen-3-ol, fenol, 3-n-propilfenol, 3-metilfenol, 4-metilfenol, 4-etilfenol, p-cresol entre otros. Recientes estudios incluyen los compuestos 2-penta-

nona, 3-pentanona y 6-metil-5-heptano-2-ona como nuevos posibles atrayentes. La respuesta de los *Culicoides* ante estos compuestos cambia significativamente según en que concentración se usen, si se combinan unos con otros, pudiendo incluso resultar en una respuesta contraria a la esperada y actuar como repelentes. Logan & Birkett (2007) explican este hecho, proponiendo que tales químicos pueden consistir en un «conjunto» básico de señales olfatorias que cuando están presentes, ofrecen información al insecto que el vertebrado está cercano. La alteración de este «conjunto» por la adición, incremento o mezcla con otros químicos puede ocultar la actividad de estos atrayentes, o actuar como repelentes.

Repelentes

Son barreras químicas contra insectos, que utilizan compuestos naturales y sintéticos que se aplican sobre la piel o para proteger pantallas o estructuras. El repelente ideal debería repeler múltiples especies de artrópodos picadores, siendo efectivo durante al menos ocho horas, no causar irritación en la piel o mucosas, no causar toxicidad sistémica, ser resistente a la abrasión y ser inodoro y viscoso. Para tener efectividad, los repelentes deben mostrar un grado óptimo de volatilidad, haciendo posible la existencia de una capa de vapor que se mantenga sobre la superficie de la piel sin evaporarse demasiado rápido (Fradin, 1998).

En el campo de los repelentes, el problema es la inexistencia de un compuesto completamente efectivo, y si lo fuera, su efecto solo duraría unas pocas horas. El compuesto repelente más conocido y usado contra los insectos que se alimentan de sangre es el DEET (N,N-dietil-m-metilbenzamida). Este compuesto fue patentado por los Estados Unidos en el año 1946, y sigue siendo el principal repelente sintético más utilizado hoy en día. Otros compuestos conocidos para los *Culicoides*, son el Tri-Tec14™, que contiene cipermetrina y piretrinas como componentes mayoritarios, el Stomoxin® una preparación que contiene un 20% de permetrinas, el Icaridin (también conocido como Saltidin, KBR3023 o Picaridin) se trata de ácido 1-piperidincarboxílico, 2-(2-hidrietil)-1-metilpropiléster) que se comercializa en proporciones que van desde el 5% hasta el 20%. Otro químico muy extendido y conocido desde hace años, con un amplio espectro como repelente es el IR3535 (Etil butilacetilaminopropionato). Se han obtenido buenos resultados en pruebas de campo para algunas especies con el piretroide-T (Tipo II que puede contener α -ciano, 3-fenoxibencilo, α -cipermetrina o β -cialotrina; esta última con peores resultados como repelente). Braverman & Chizov-Ginzburg (1997) testaron el efecto de hasta siete compuestos sintéticos y naturales sobre mallas de poliéster en establos de caballos. El efecto del compuesto Piretroide T fue superior al del DEET en repeler *Culicoides*, mostando una eficacia de acción de más de nueve horas.

Sin embargo, la polémica de los efectos sobre la salud del DEET y su persistencia en el medio ambiente ha promovido el estudio de otros repelentes, especialmente los de origen natural. Los compuestos más conocidos son el aceite de Neem, extracto del árbol *Azadirachta indica* (Meliaceae), el Mosiguard (citriodiol), una esencia de limón de *Eucalipto maculata* var. *citriodora* (Myrtaceae), el AG1000T, un extracto de la planta de la familia Meliaceae, el extracto de *Myrica*

gale (Myricaceae), el alil-isotiocianato derivado de las Crucíferas (mostaza), el Orégano (*Oreganum vulgare*), el aceite de citronella (*Cymbopogon nardus*, fam. Poaceae), el Herbipet®, una mezcla que contiene un 4% de extractos de plantas (*Salvia officinalis*, *Rosmarinus officinalis* y aceite de orégano).

Dentro de este grupo de repelentes naturales el aceite de Neem es el que mejor resultados ha demostrado para *C. impunctatus* (Blackwell et al. 2004) y para *C. imicola* (Braverman & Chizov-Ginburg, 1997). Es importante elegir las dosis adecuadas eficientes así como valorar el tiempo de eficacia del repelente.

Existen evidencias de que la producción de repelentes en algunos vertebrados está genéticamente determinada (Thomas et al. 1987). En algunas especies de dípteros se ha demostrado que los repelentes interfieren en el mecanismo de olfacción a distancia, impidiendo a los insectos ser atraídos a sus hospedadores (Logan et al. 2008).

En el Manual Práctico de Operaciones en la Lucha contra la Lengua Azul, revisado en Octubre del 2008, disponible online en: [<http://rasve.mapa.es/Publica/InformacionGeneral/Enfermedades/enfermedades.asp>], podemos encontrar una tabla productos repelentes de mosquitos (Tabla-I).



PRODUCTOS REPELENTE DE INSECTOS
(no precisan periodo de supresión)

NOMBRE	Nº REGISTRO	ENTIDAD	PRINCIPIOS ACTIVOS	MODO DE EMPLEO
NOVAACLAC	0338-H	ARBORICULTURA GANADERIA Y HABITAT, S.L.	Mezcla de aceites esenciales	Pulverización 12 h
DIXIE REPELENTE UNIVERSAL. REPELENTE CULICOIDES	0690-H	QUIMICA DE MUNGIA, S.A.	Etil butilacetilamino-propionato 20%	Pulverización (Extender el producto tópicamente) 6-8 h
OVENEEM	0680-H	LABORATORIOS OVEJERO, S.A.	Azadiractina	Pulverización 1 aplicación/10 días
PARASITAL LOCION REPELENTE	0983-H	LABORATORIOS ZOTAL,S.L	Mezcla de aceites esenciales	
NEEMTOP	0955-H	CHEMICALS IBERICA	Azadiractina	
MENFORSAN LOCION REPELENTE	01194-h	LABORATORIOS BILPER,S.A	Azadiractina	
BIOLAR 2R LÍQUIDO	01192-H	ARBORICULTURA GANADERÍA Y HABITAT,SL	Azadiractina	
REPELIN LOCION	01156-H	VETPHARMA ANIMAL HEALTH,SL	Mezcla de aceites esenciales	

Tabla I: Productos repelentes de insectos.

Feromonas

Un interesante aspecto en el proceso de olfacción podría incluir el uso de feromonas como forma de atracción. Las feromonas están implicadas en el proceso de cópula de los *Culicoides*. Tal y como se comentó en el apartado de biología, estos mosquitos pueden tener hasta tres formas de comportamiento para la cópula. La especie *C. nubeculosus* ha sido bien estudiada en este aspecto. La hembra de *C. nubeculosus* se acerca al hospedador para alimentarse de sangre. Al posarse sobre el animal capta volátiles procedentes de la sangre de una herida o bien productos de excreciones sanguinolentas previas y entonces parece que se produce la excreción de feromonas por parte de la hembra de *Culicoides* comportándose de un modo agitado batiendo las alas lo que podría contribuir a dispersarla para atraer machos y poder reproducirse. Esta hipótesis, de agitación del cuerpo o acicalamiento está directamente asociada con la liberación de la feromona sexual, n-heptadecano, cuyo proceso de dispersión se inicia con la presencia de volátiles de sangre (Mordue Luntz & Mordue 2003). Similarmente se piensa que *C. impunctatus* durante el proceso de toma de sangre produce una agregación o reclutamiento de feromona sexual (Blackwell et al. 1994).

Estudios por Linley & Carlson (1983) con *C. melleus* demostraron una transferencia en el abdomen de la hembras de la hormona sexual la cual era responsable de la orientación y comportamiento del macho en las etapas precopulatorias. Se podría desarrollar un sistema de capturas de *Culicoides* que involucrara la combinación de olores del hospedador junto a feromonas sexuales (Takken & Knols, 2010).

CONTROL DE LOS CULICOIDES

Dentro de los mecanismos de control para *Culicoides* sp. se incluye una amplia variedad de posibilidades entre los que destacan: (1) aplicación de insecticidas y patógenos en los hábitat donde se desarrollan las larvas y los adultos, (2) intervenciones medioambientales para eliminar los lugares de cría de las larvas, (3) métodos de control de adultos tratándolos en sus lugares de descanso, tales como estabularios o granjas de animales, o bien directamente a los animales hospedadores con insecticidas, (4) uso de pantallas protectoras del ganado y protección frente a la entrada de *Culicoides*, (5) uso de repelentes y atrayentes para acabar con los adultos (6) captura de mosquitos mediante trampas de captura masiva. Por otro lado, se encuentra el desarrollo de estrategias de control biológico (7).

1.1. Insecticidas-adulticidas: las aplicaciones de insecticidas contra los adultos de *Culicoides* han tenido una efectividad limitada, especialmente cuando se pretendía una eliminación a largo plazo de grandes poblaciones que causaban daños (Linley & Davis 1971). La aplicación a pequeña escala de fumigaciones sobre lugares cercanos al ganado donde descansan las hembras de *Culicoides*, vehículos de transporte de ganado y establos es más útil y sostenible con el medio ambiente. Lo más común es aplicar fumigaciones de bajo volumen (ULV)

a nivel del suelo usando organofosfatos (malation, naled) y/o piretroides (permetrinas: deltametrina, resmetrina, cialotrina) para reducir los niveles poblacionales de estos mosquitos. Mientras que las piretrinas son insecticidas naturales derivados de la planta *Chrysanthemum cinerifolium* y especies relacionadas, los piretroides son insecticidas sintéticos análogos de las piretrinas desarrollados para incrementar la estabilidad y eficacia. Ambos poseen un efecto neurotóxico, actuando sobre el sistema nervioso central del insecto (Hansen et al. 1994).

Los resultados obtenidos son difíciles de interpretar ya que varían considerablemente en función de muchos parámetros como son la espesura de la vegetación, volumen de fumigado, cantidad de químico utilizado, tipo de compuesto utilizado, método de fumigación, época y momento del día de la fumigación, especie de *Culicoides* a controlar etc. Por lo general suelen ser efectivos, pero su efecto únicamente dura unos pocos días. Es necesario valorar el efecto residual de los químicos utilizados y su consecuente acción sobre la sanidad pública a largo plazo (Carpenter et al. 2008).

Es importante tener en cuenta la legislación sobre los biocidas (tipo 19 que incluye el grupo de los repelentes y atrayentes) que se encuentran fijados en la Directiva 98/8/EC de la Comisión Europea la cual establece que productos son legales y están permitidos. Se puede visitar el siguiente enlace: http://ec.europa.eu/environment/index_en.htm.

En el Manual Práctico de Operaciones en la Lucha contra la Lengua Azul, revisado en Octubre del 2008, disponible online en: <http://rasve.mapa.es/Publica/InformacionGeneral/Enfermedades/enfermedades.asp>, podemos encontrar un listado con los insecticidas contra mosquitos (Tabla-II).

LISTADO DE INSECTICIDAS CONTRA MOSQUITOS			
DENOMINACIÓN COMERCIAL	PRINCIPIO ACTIVO	ESPECIES OBJETIVO	LABORATORIO
BayoFly	Cyfluthrin	Vacuno	BAYER
Barricade	Cypermethrina	Vacuno, ovino y porcino	FORT DODGE
Ciper-Pulvizoo	Cypermethrina	Vacuno, équidos y aves	CALIER
Ectocip 5%	Cypermethrina	Vacuno y équidos	CEVA
Flectron	Cypermethrina	Vacuno	FORT DODGE
Parasitex	Cypermethrina	Vacuno, ovino, porcino y aves	VETERINARIA ESTEVE
Butox 7.5	Deltamethrin	Vacuno y ovino	INTERVET
Rosaleno	Diazinon		CALIER
Zoogama-D	Diazinon		SCHERING PLOUGH, S.A
Sarnacuran	Foxim		BAYER
Insectal SYVA	Permetrina		SYVA

Tabla II: Insecticidas contra mosquitos.

1.2. **Insecticidas-larvicidas:** los larvicidas generalmente no han sido efectivos para reducir las poblaciones de *Culicoides*. Además, cada vez son más las restricciones medioambientales en el uso de agentes químicos en espacios abiertos. La mayoría de las labores encaminadas al control de larvas ha sido para acabar con especies que provocan daños por las picaduras dolorosas, en lugar de contra especies transmisoras de enfermedades. Estas prácticas han sido más habituales para especies americanas que causan daños importantes en el turismo y actividades al aire libre. Los primeros esfuerzos para el control utilizaron larvicidas organoclorados (DDT) así como piretrinas y piretroides que fueron posteriormente sustituidos por los organofosforados (temefos, fention, clorpirifos). Los piretroides como larvicidas están limitados por su impacto en la fauna acuática de invertebrados (Carpenter *et al.* 2008). El tratamiento con ivermectina sobre los lugares de cría como heces de ganado no ha dado resultados muy favorables debido a la escasa penetración del compuesto y la necesidad de rociado durante un largo periodo de tiempo.

2. **Modificación de los lugares de cría:** la manipulación de los lugares de cría pueden ser a escala local, basados en modificaciones a nivel de la granja o bien intervenciones a gran escala. En ciertas ocasiones, la modificación del hábitat puede ayudar a reducir los lugares de cría, e impedir la reproducción y desarrollo de las larvas. En algunos casos la dispersión o el gran territorio que ocupan los lugares de cría hacen inviable este método. A gran escala, para la eliminación de los lugares de cría sería necesario un sistema de drenaje complejo y la eliminación del hábitat mediante maquinaria especializada.

Un ejemplo de actuación a gran escala, son los esfuerzos por eliminar la especie americana *C. furens* de las marismas de Panamá, Florida y el Caribe (Linley & Davies, 1971). De igual manera, un mantenimiento adecuado de los estanques, lagunas, acúmulos de agua y programación de los sistemas de riego puede influir en la reducción de las poblaciones de adultos de algunas especies (Mullen & Durden, 2009).

A pequeña escala, en lo que respecta a las especies potencialmente transmisoras de la enfermedad de la Lengua Azul, como son el complejo *obsoletus* incluyendo *C. dewulfi* y *C. chiopterus*, cuyos lugares de cría aun no están debidamente estudiados. Se sabe que crían en heces de vaca (Kettle & Lawson, 1952), mientras que *C. obsoletus* s.s. presenta hábitats más variados que incluyen marismas, pantanos, hojarasca, vegetación en descomposición, montones de estiércol, suelos orgánicos de los establos (Kettle & Lawson, 1952; Trukhan, 1975; Mellor & Pitzolis, 1979). Mathieu (2005) tras llevar a cabo la inspección de un gran número de microhábitats en los alrededores de una granja con ganado encontró larvas del complejo *obsoletus* únicamente en los puntos de goteo que bordean los estabularios. Zimmer *et al.* (2010) tras muestrear 15 biotopos únicamente encontró *C. obsoletus/C. scoticus* en las heces secas de ganado vacuno pegadas a la pared dentro de los establos. Evitar el desbordamiento de los abrevaderos, los agujeros en los canales de drenaje y los acúmulos de agua de lluvia son acciones sencillas que podrían tener repercusión en el control de estas especies.

El cubrimiento de los grandes montones de estiércol que en ocasiones se depositan junto a las granjas mediante lonas, impediría el acceso de los mosquitos y por tanto no podrían criar. Otra posibilidad muy sencilla sería impedir la reproducción de *C. obsoletus* mediante el uso de compostadoras que sequen el estiércol húmedo haciéndolo un lugar desfavorable para la cría (Carpenter *et al.* 2008; Goldaracena & Romón, 2008).

3. Tratamiento del ganado con insecticidas: el tratamiento del ganado con piretroides sintéticos es un método importante para controlar varias enfermedades transmitidas por artrópodos. El insecticida mata al vector cuando contacta con el animal, reduce las probabilidades de alimentarse de sangre o bien la duración del contacto (Habtewold *et al.* 2004). La eficacia del tratamiento es consecuencia del compuesto utilizado: piretroides (permetrinas, deltametrinas, cipermetrinas, flumetrinas, fenvalerato), organofosforados (diazinon) y de la zona de aplicación del individuo. Se ha visto que no produce la misma efectividad la aplicación de un compuesto en zonas donde hay poco pelo, como la línea dorsal, en comparación con la zona de la panza donde existe mucho pelo. Se ha demostrado que la deltametrina, flumetrina y permetrina en dosis adecuadas con tratamientos de spray reducen el número de *Culicoides* que se capturan sobre el ganado (Carpenter *et al.* 2008).

En España, son pocos los estudios de campo llevados a cabo con insecticidas. Se ha probado la deltametrina (7'5 %) aplicada cutáneamente sobre ovejas con poco pelo observándose un efecto positivo en la reducción de ataques de *C. obsoletus* y *C. parroti* de 0 a 4 días post-tratamiento (Bradley *et al.* 2010). Por otra parte, Calvete *et al.* (2010) estudiaron el efecto de la cipermetrina (0,5 g/l) impregnada sobre lonas para proteger al ganado de *C. imicola*, obteniéndose una marcada reducción en la abundancia de ejemplares respecto a las lonas no tratadas. Otro grupo de investigadores españoles han centrado sus estudios en testar insecticidas aplicados en las cajas nido artificiales de poblaciones de Herterillo común (*Cyanistes caurulensis*).

La aplicación subcutánea de avermectina y/o ivermectina es ampliamente usada en los animales para protegerles de parásitos internos, especialmente gusanos gastrointestinales. Estos compuestos han aportado satisfactorios resultados en la mortalidad de *Culicoides* tras consumir sangre con el compuesto. El problema es que muchas veces solo es efectivo en dosis tan grandes que no están permitidas por la legislación. Otro problema es que se ha registrado un aumento en la resistencia de algunas especies frente a insecticidas. Además, la avermectina excretada por las heces del ganado tiene un efecto adverso en la fauna coprófila y se han observado resistencias en nematodos de la fauna intestinal.

En el Manual Práctico de Operaciones en la Lucha contra la Lengua Azul, revisado en Octubre del 2008, disponible en internet, podemos encontrar una tabla con los insecticidas empleados en el sector ganadero.

4. Pantallas protectoras y protección del ganado: el diminuto tamaño de los *Culicoides* (1-3 mm de longitud) hace imposible el uso de mallas mosquiteras convencionales. El tamaño de malla necesario para impedir el paso de los mosquitos más pequeños estaría por debajo de 0,9 mm² (Porter, 1959). Estos diámetros de luz de malla tan pequeños impedirían el paso de luz y aireación de la sala donde se utilicen, por lo que su uso no es válido al crear problemas de salud en el ganado. La única manera de justificar el uso de esta malla es incorporando un sistema de aire acondicionado cuyo coste económico sólo se entiende si el animal a proteger tiene un coste económico muy elevado, como los caballos de carreras.

Muchos estudios con especies americanas han evaluado el uso de mallas con diámetros de luz intermedias, junto a insecticidas para la mejora de su efectividad. El uso de mallas de aluminio junto a compuestos como malatión, propoxur o ambos combinados en proporciones adecuadas han causado mortalidades cercanas al 90 % desde unos pocos minutos tras la aplicación hasta más de 20 días de su tratamiento en algunos casos (Carpenter et al. 2008). Es importante tener en cuenta el material de la malla, ya que se observan grandes diferencias en la capacidad de retención del insecticida. Los monofilamentos de polietileno no retienen las partículas como lo hace el poliéster, al igual que el algodón no es apropiado ya que requiere grandes dosis de algunos compuestos.

Durante los brotes epidémicos más devastadores, una medida es guardar al ganado en el interior de los establos para protegerlo de las picaduras de los mosquitos. Esta medida en muchos casos no es práctica ya que no es fácil guardar tal magnitud de ganado y además muchas veces éste se encuentra lejos de los establos y el hecho de acercarse al mismo supone un riesgo al exponerse a los lugares de cría mayoritarios de *Culicoides obsoletus*.

Por ello, se debe valorar en primer lugar el grado de protección del establo frente a la entrada de mosquitos y en segundo lugar el comportamiento endófilo/exófilo de los *Culicoides* presentes en la zona. No es correcto basarse únicamente en las capturas de trampas de luz para dilucidar acerca del comportamiento de los mosquitos. Es más correcto realizar una prospección mediante la captura de ejemplares directamente sobre el propio ganado con mangas o aspiradores. Aunque no hay consenso entre autores, *Culicoides obsoletus* s.s. parece ser de hábitos exófilos (Anderson, 1993) y parece existir una estacionalidad en la entrada de ejemplares al interior de los estabularios.

Nevill (1978) experimentó en la colocación de ganado vacuno alrededor de ganado ovino para protegerlo de los ataques de los *Culicoides*. Esta práctica carece de sentido con la evidencia de que muchos vectores son oportunistas y se alimentan de un amplio rango de hospedadores.

5. Repelentes y atrayentes

Este tema guarda relación con el apartado de ecología química previamente expuesto. No existe un repelente generalizado para su uso en ganado vacuno ni ovino frente a los *Culicoides*. Muchos compuestos tales como DEET (N, N-dietil-m-metilbenzamida) han demostrado reducir las picaduras de los *Culicoides* a los humanos.

El problema de estos compuestos es su rápida absorción, posibles efectos adversos en la piel del animal y la escasa duración del efecto, por lo que requiere una aplicación diaria (Trigg, 1996; Carpenter *et al.* 2005). Actualmente la investigación se centra en encontrar compuestos naturales repelentes que los propios hospedadores producen (Logan & Birkett, 2007).

El equipo de entomología de Neiker testó los siguientes repelentes en pruebas de campo: aceite de Neem, alil-isotiocianato y DEET colocados en trampas CDC. *Culicoides obsoletus/scoticus* y *C. lupicaris* fueron significativamente repelidos por el aceite de Neem, DEET y alil-isotiocianato, mientras que la atracción de *C. pulicaris* no fue reducida por el DEET y *C. punctatus* no fue repelido por ninguno de los compuestos testados (Rómon *et al.* en prensa).

En el campo de los atrayentes, los diseños modernos de trampas que incorporan sofisticados mecanismos de atracción con calor, vapor de agua, mezclas de octenol/fenol, CO₂, y ácido láctico entre otros, están permitiendo reducir las poblaciones de mosquitos, aunque no es posible afirmar que estas trampas tengan un impacto significativo en la reducción de las tasas de picaduras y de transmisión de virus.

El equipo de entomología de Neiker-Tecnalia realizó pruebas en campo en pastizales de Gipuzkoa con los atrayentes ácido láctico y acetona colocados en las trampas CDC. Los resultados mostraron diferencias significativas (P <0.001) en la atracción y captura mediante ácido láctico de *C. obsoletus/scoticus*, *C. lupicaris*, *C. pulicaris*, *C. punctatus* frente a la acetona y el control. En *C. achrayi* se observaron diferencias significativas (P<0,005) de la atracción de acetona y ácido láctico frente al control. No se encontraron diferencias significativas en *C. chiopterus* (Rómon *et al.* en prensa).

En el Manual Práctico de operaciones en la lucha contra la lengua azul, 2008, disponible en internet, podemos encontrar una tabla con los repelentes más utilizados.

6. Nuevas técnicas de captura masiva

Con motivo de evitar el uso de insecticidas químicos y producir el menor grado de alteración en el medio ambiente, las técnicas de captura de adultos mediante trampas de control están siendo cada vez más utilizadas (Day & Sjogren, 1994).

El uso de un número moderado de trampas de luz de tipo CDC acompañada con atrayentes, tales como CO₂ y 1-octen-3-ol o bien objetos impregnados con el insecticida (lambda-cialotrina) puede reducir en gran medida las poblaciones de mosquitos.

Por otra parte, para controlar la población en jardines particulares o a pequeña escala ha dado buenos resultados la colocación de trampas suctoras contracorriente (CFG) (Mosquito Magnet®) cebadas con CO₂, calor, vapor de agua, ácido láctico u octenol, comercializadas por American Biophysics Corporation, USA y/o una trampa suctora ABC PRO comercializada por Clarke Mosquito Products Inc, USA cebada con CO₂ y una mezcla 4:1:8 de octenol/fenol, propilfenol y metilfenol (Cilek & Hallmon, 2005).

Algunos autores apuntan que una sólo trampa es insuficiente para controlar los mosquitos siendo recomendable la colocación de varias trampas a lo largo de un perímetro para obtener una reducción significativa. El número de trampas, emplazamiento de éstas, así como la elección adecuada de los atrayentes y rango de temperaturas en la que opere la trampa, son aspectos decisivos para la captura de unas especies u otras.

En Escocia, una trampa succionadora contracorriente (Mosquito Magnet® Pro™) emitiendo CO₂ (0,5 l/min) y 1-octen-3-ol (6-8 mg/h) capturó una media de 2.625 *Culicoides* diariamente durante 30 días (Mands *et al.* 2004). Trampas de similares características fabricadas en Italia han sido probadas por el equipo de entomología de Neiker en pastizales del País Vasco, para comparar su eficacia en la captura masiva de *Culicoides* con las trampas de luz CDC. Los resultados preliminares de este estudio reflejan que las trampas CDC capturan un número significativamente mayor de *Culicoides* frente a las trampas succionadoras contracorriente. El uso de este tipo de trampas es más apropiado para la captura de Culícidos, géneros *Culex* y *Aedes*, en zonas mediterráneas de la Península Ibérica donde provocan dolorosas picaduras.

7. Control biológico

El control biológico se presenta como un campo en auge que respeta el medioambiente y está siendo cada vez más estudiado en la entomología aplicada. Las entidades gubernamentales cada vez ponen más restricciones en el uso de químicos por el posible daño a largo plazo que pueda ocasionar tanto al hombre como al medio ambiente y a los animales que lo integran. Además, es cada vez más habitual la aparición de resistencias por parte de algunos insectos, lo que lleva a buscar otras alternativas más sostenibles y duraderas.

El uso de hormonas y agentes biológicos debe tenerse en cuenta para el control de las poblaciones de *Culicoides*, dentro del cual aún hay pocos estudios al respecto.

Hormonas: reguladores del crecimiento (IGR_s) que impiden la metamorfosis a fases superiores. Han sido testados la dimilina, metropeno y el altosido, este último con resultados menos satisfactorios.

Agentes biocontroladores

- Bacterias, como *Bacillus thuringiensis*. Las pruebas en laboratorio con ejemplares capturados en campo han dado resultados poco esperanzadores (Carpenter *et al.* 2008).
- Nematodos: se conocen hasta un total de ocho géneros de nematodos que tienen implicaciones como parásitos de *Culicoides*. Los mermítidos son el mayor grupo de nematodos que utilizan a los *Culicoides* como hospedadores definitivos. El género *Aproctonema* (Fam. Tetradonomatidae) y dentro del grupo Stichosomatidae: la familia Mermithidae con los géneros *Agamomermis*, *Ceratomermis*, *Gastromermis*, *Limnomermis*, *Romanomermis*, *Spiculimermis* y

especialmente el género *Heliodermis*, han sido encontrados parasitando a Ceratopogónidos. Se conocen tres especies válidas para el género *Heliodermis*: *H. magnapulata*, *H. vivipara* y *H. magnapapula*. Se trata de parásitos de las formas larvianas, infectando las etapas larvianas iniciales de los Ceratopogónidos y emergiendo del estadio IV de las larvas, aunque en ocasiones el nematodo pasa al estadio pupal y finalmente al adulto, siendo relativamente común encontrar adultos parasitados por nematodos (Bradley et al. 2010).

En Cataluña se ha identificado la especie *Heliodermis cataloniensis* parasitando a *C. circumscriptus* (Poinar & Sarto, 2008). La especie *H. magnapapula* se presenta como un nematodo importante en relación al control de la especie americana *C. sonoriensis* ya que es capaz de sobrevivir en los mismos hábitats (Luhning & Mullens, 1997) y se ha visto que puede causar hasta un 84% en la reducción de la emergencia de *C. sonoriensis*.

- Virus: Iridovirus. Estos virus han sido aislados de algunas especies de *Culicoides* aunque las pruebas muestran que su tasa de infección es muy baja (<1%) y que el virus raramente infecta a la larva satisfactoriamente cuando se ponen juntos en el laboratorio.
- Hongos patógenos: *Lagenidium giganteum* se aisló en *Culicoides modestus* en Australia con tasas de infección entre el 1-33 % (Wright & Easton 1996).

Otros hongos encontrados son los géneros *Nosema* y *Vavraia* aunque sus tasas de infección son muy bajas. El hongo entomopatógeno *Culicinomyces clavisporus* es bien conocido por su acción virulenta frente a larvas de mosquitos. Su patogeneidad ha sido estudiada en el laboratorio frente a Culícidos como *Anopheles*, *Aedes* y *Culex* (Russell et al. 1983). A su vez se estudió sobre varios géneros de la familia Ceratopogonidae como *Bezzia* spp. y *Dasyhelea* spp. Años posteriores se probó la eficacia de varias cepas de este hongo sobre *C. nubeculosus* con resultados significativos en su acción como larvicida, aunque se requiere de estudios más exhaustivos para poder incluirlo dentro de los programas de control biológico (Unkles et al. 2004). Más recientemente, Ansari et al. (2010) han estudiado hasta 18 cepas de cuatro géneros de hongos patógenos sobre *C. nubeculosus*. La especie *Metarhizium anisopliae* cepa V275 se presenta como un hongo a tener en cuenta para el control de los *Culicoides*.

Los ceratopogónidos de forma natural pueden formar parte de la dieta de algunos depredadores naturales como son: ciertas especies de nematodos, especies de ceratopogónidos como *Bezzia* sp. y *Probezzia* sp. que atacan a especies de *Culicoides* (en condiciones de laboratorio) y algunos insectos como *Tachydromia minuta* (Empididae), larvas de Tipulidae, Chironomidae, Culicidae y adultos de Formicidae que también han sido observados alimentándose de *Culicoides*.

IDENTIFICACIÓN TAXONÓMICA

CAPTURA DE LARVAS

El estudio de los lugares de cría de los *Culicoides* nos permite conocer el hábitat en el que se desarrollan sus etapas inmaduras. Para relacionar un hábitat de cría con los adultos, existen dos formas fundamentales para su estudio. El primer caso, es la captura de los adultos mediante trampas de emergencia colocadas en el propio sustrato susceptible de poseer las larvas (Fig. 32). Consiste en la colocación de pequeños dispositivos con un bote recolector en su parte superior donde se alojen los adultos que emerjan del sustrato. El segundo caso, implica la recogida de una determinada área de sustrato, transportarlo al laboratorio y colocarlo en un dispositivo con bote recolector a la espera de la emergencia de los *Culicoides* (Fig. 33).

Para un estudio más detallado en el que interese relacionar una larva con el **imago** correspondiente, existen varios métodos de extracción de larvas. Una vez recogido en campo la porción de sustrato susceptible de poseer larvas, se transporta al laboratorio donde se pueden utilizar distintas técnicas de extracción, muchas de ellas basadas en tropismos o en variaciones de densidad.

Entre los métodos más conocidos están la extracción mediante la flotación en arena, extracción por embudo de Berlese, extracción por el método agar, extracción por incubación-filtración con sacarosa y extracción basada en las diferencias de densidad, como son la combinación de tamices con un método de flotación directa (Chaker, 1983).

Los métodos más utilizados son la flotación directa en azúcar (Uslu & Dik, 2006; Carrasquilla et



Fig. 32. Dispositivo de captura de ejemplares de *Culicoides* en campo (Fotografía de Víctor Sarto i Monteys, Departamento de Agricultura, Alimentación y Acción Rural de la Generalitat de Catalunya).



Fig. 33. Dispositivos de captura de *Culicoides* en el laboratorio.

al. 2010) y la flotación directa en sulfato de magnesio (Zimmer *et al.* 2008). Ambos métodos consisten en la colocación de una pequeña porción de muestra sobre un cuenco o palangana con una solución saturada de sulfato de magnesio ($MgSO_4$) o con una solución saturada de azúcar. Para esta técnica también pueden emplearse tamices de diferentes tamaños de luz de malla. Se remueve suavemente la mezcla, se espera a que el agua se detenga y con ayuda de una luz potente se buscan las larvas en la superficie. La técnica se basa en la gravedad específica de las larvas al estar sometidas a un medio con una densidad mayor que la suya, que causa que tiendan a flotar en la superficie. El tiempo de flotación varía en función de la sal utilizada así como del peso molecular de los solutos y moléculas en disolución. Las larvas se pueden observar nadando mediante movimientos serpentiformes sobre la superficie y se deben capturar con una pipeta o bien con unas pinzas muy finas. Es más frecuente observar flotando larvas en estadio III y IV que del I y II.

Para obtener adultos a partir de larvas es necesario llevar a cabo un cultivo específico que varía en función de los hábitos alimenticios y de vida de las larvas. De forma general, se suelen utilizar placas de Petri como soporte para llevar a cabo la cría de larvas. En cada placa se coloca una larva acompañada de un gel de agarosa, un medio nutritivo adecuado y un cultivo de nematodos en función de los hábitos alimenticios de la especie (Boorman, 1985; Verenesi *et al.* 2009).

A continuación se incuban las placas a una temperatura y humedad adecuadas, teniendo especial cuidado con el fotoperiodo ya que la intensidad lumínica utilizada deberá ser acorde con los lugares de vida de las larvas. Finalmente, tras la emergencia del adulto a partir del estadio pupal, será posible capturar la **exuvia** larvaria del estadio IV para estudiar sus caracteres y su correspondencia con el adulto obtenido (Chaker, 1983). Las técnicas de cría son técnicas delicadas que en muchas ocasiones requieren de gran experiencia y aún así en muchos casos se obtiene un rendimiento de éxito bajo.

CAPTURA DE ADULTOS

Las herramientas principales para el monitoreo usadas para la captura de ejemplares adultos de *Culicoides* son varios modelos de trampas siendo las más conocidas las de luz suctoras: Onderstepoort y mini CDC. Algunas más antiguas son las trampas de luz Pirbright y Rieb, así como las trampas de succión tipo Johnson's. Otras trampas de captura por intercepción de uso generalizado en dipterología son las trampas Malaise. Algunas más actuales y eficientes son las trampas de succión contracorriente (Mosquito-Magnet[®]) y la BG-sentinel[™], aunque esta última no es específica para *Culicoides*.

Las trampas de luz de *Culicoides* deben poseer unas características que garanticen la eficacia de su uso: selectividad de captura, fuente de luz apropiada, construcción robusta, facilidad de uso, disponibilidad de repuestos y autonomía suficiente. Como regla general, las trampas se colocan en lugares apropiados que sean sus-

ceptibles de albergar mosquitos; bien en el interior de los estabularios, pastizal adyacente, lugares de descanso del ganado, junto a los cursos de agua donde beben etc. Para el estudio de la fauna de *Culicoides* asociada al ganado es recomendable la colocación de al menos una trampa en el pastizal donde padece el ganado durante el día y otra en el interior del estabulario donde pasan la noche.

En algunas especies diurnas como *Culicoides dewulfi* y *Culicoides heliophilus*, las hembras grávidas y recién alimentadas de sangre, así como los machos, no caen en gran número en las trampas, por lo que sería necesario probar otros métodos de captura (Venter, 2009). El uso de redes finas o barridos con mangas entomológicas sobre los pastizales, sobre el propio ganado, o sobre la vegetación cercana ha dado resultados aceptables para la captura de machos, y también de otros integrantes de la familia ceratopogonidae con hábitos florícolas (Mullen & Durden, 2009) (Fig. 40).

- **Trampas de luz:** las trampas son colgadas a una altura de 1,5 a 2,5 metros sobre el suelo enganchadas a un punto fijo como las ramas de un árbol, soporte o poste. Las trampas funcionan con una fuente de luz de diferente índole que atrae a los mosquitos hacia la proximidad de la luz de emisión y una vez cerca, un ventilador que funciona constantemente succiona a éstos hacia el interior donde finalmente un bote recolector almacena los ejemplares.

En función de los objetivos del estudio, el recipiente recolector puede estar vacío para capturar ejemplares vivos, relleno con etanol al 70%-80%, agua con solución jabonosa, agua con solución salina (0,9%), agua con formalina (2%), agua con antiséptico (savlon), o más comúnmente con 1,2-Propanodiol para el estudio microscópico de las especies.

Para estudios moleculares se recomienda el uso de alcohol absoluto de la mayor pureza posible o si se capturan vivos la introducción de éstos directamente en nitrógeno líquido.

- **Trampas Onderstepoort (Fig. 34):** son fabricadas en Sudáfrica (ARC- Instituto de Ingeniería Agrícola). También se le conoce con el nombre de trampa ARC-



Fig. 40. Trampa casera de tela construida sobre el techo de un coche para capturar los mosquitos en transectos.



Fig. 34. Trampa Onderstepoort.



Fig. 35. Trampa mini CDC.



Fig. 41. Trampa CDC adaptada a la captura de ejemplares vivos.



Fig. 36. Trampa Rieb.

OVI. Desde 1996 son utilizadas en varios países como Italia (Goffredo *et al.* 2004), Grecia (Patakakis, 2004), Suiza (Cagienard *et al.* 2006) y desde el año 2006 en Francia (Balenghien *et al.* 2008; Baldet *et al.* 2008).

Se trata de una trampa construida a base de metal y por tanto es pesada (4 Kg) y robusta. Presenta un tubo de luz UV negra de 8W y 30 cm de longitud rodeado por una malla de poliéster de 2 mm de diámetro de luz que impide la entrada de insectos más grandes. Posee un bote colector de 500 ml de capacidad. Funciona con conexión a 220V o con generadores e incorpora célula fotoeléctrica.

- **Trampas mini CDC (Fig. 35 y 41):** se le conoce como J.W. Hock, Gainesville, USA, modelo 1212 y fue originalmente descrita por Sudia y Chamberlain (1962). Son usadas en numerosos países como España (Miranda *et al.* 2004), Portugal (Capela *et al.* 1993), Bélgica (De Deken *et al.* 2008) y también en el norte de América, donde se les incorpora una fuente de CO₂ (Mullens & Schmidtman, 1983; Smith & Mullens, 2003).

Se trata de una trampa fabricada mayoritariamente con materiales de plástico y por tanto ligera (0,8 Kg). Presenta un tubo de luz UV negra de 4W y 15 cm de longitud. Una malla metálica de 5 mm de luz se sitúa entre la fuente de luz y el ventilador. Puede albergar un bote colector de hasta 450 ml. Funciona con conexión a 220 V, con baterías de 6 V o pilas e incorpora célula fotoeléctrica o programador digital. Existen una gran variedad de modelos comercializados por la empresa John W. Hock (Gainesville, Florida).

Esta trampa es la más extendida para el estudio de los *Culicoides* en España y por eso ha sido la empleada en el monitoreo de este trabajo.

- **Trampa Rieb (Fig. 36):** fue diseñada por J.P Rieb en Francia en el año 1979 (Rieb, 1982). El principio de funcionamiento es el mismo que

las trampas de luz de New Jersey (Mulhern, 1942) y las trampas en miniatura (Standfast, 1965). Las trampas Rieb fueron bastante usadas entre los años 2000 y 2005 en Francia y otros países (Baldet *et al.* 2004; Guis *et al.* 2007). Se trata de una trampa de plástico duro, bastante ligera (1 Kg) y compacta. Presenta un tubo de luz UV azul de 4W y 15 cm de longitud rodeado por una malla plástica resistente de 5 mm de diámetro de luz. Posee un bote recolector muy pequeño de 40 ml de capacidad. Funciona con baterías de coche de 12 V.

- **Trampas Pirbright (Fig. 37):** esta trampa funciona siguiendo el mismo principio que la Monks Word trap (Sevice, 1970). Han sido fabricadas en Reino Unido (Instituto de Sanidad Animal) por John Boorman. Son usadas en estudios de *Culicoides* en Europa (Rawlings, 1997; Patakakis, 2004), Norte y Este de África (Baylis *et al.* 1997; Rawlings *et al.* 1998). Esta trampa actualmente no está disponible y ha quedado en desuso. Se trata de una trampa con un peso medio (2,4 Kg). Presenta una fuente de luz de tipo bombilla blanca incandescente de 16 V y 24 W. Una malla de 5 mm de luz se sitúa entre la fuente de luz y el ventilador. El bote recolector es relativamente pequeño con una capacidad de 90 ml. Funciona con conexión a 220 V mediante un transformador de 12 V y con baterías de coche.



Fig. 37. Trampa Pirbright.

- **Trampas BG-Sentinel (Fig. 38):** esta trampa es comercializada por Biogents AG, Regensburg, Alemania y fue diseñada inicialmente para la captura de mosquitos del género *Aedes*, aunque es generalmente usada con otros mosquitos como *Culicoides*.

Se trata de una trampa relativamente ligera (1,4 Kg). Presenta una fuente de luz UV negra de 30 cm de longitud. Es esencialmente un recipiente cilíndrico de tela plegable y portátil con una abertura en la parte superior cubierta por una malla metálica de 5 mm de diámetro de luz. Presenta un ventilador en el interior que succiona los mosquitos a un recipiente de 300 ml de capacidad colocado entre la fuente de luz y el ventilador. Presenta una ventaja respecto a las demás y es que los



Fig. 38. Trampa BG-Sentinel.



Fig. 39. Trampa succionadora contracorriente.

mosquitos no atraviesan el ventilador y por tanto no mueren ni son golpeados por éste. Funciona con conexión a 220 V o 12 V.

- **Trampas succionadoras:** los modelos antiguos consistían en tubos de gran tamaño que succionaban un gran volumen de aire sin especificidad alguna.

Actualmente, están disponibles en el mercado unas trampas muy sofisticadas usadas por algunos autores en Estados Unidos y Escocia (Kline, 2002; Mands et al. 2004). Incorporan una fuente de CO₂, vapor de agua y calor para atraer a los mosquitos. Se les puede añadir químicos como octenol y ácido láctico por lo que son ideales para estudios de ecología química. Se conocen como trampas

succionadoras contracorriente cebadas con CO₂. Existen varios modelos y son comercializadas por American Biophysics Corporation, USA (Fig. 39) aunque existen modelos similares distribuidos por Biogents AG y por la empresa vasca DTS OABE S.L. que ofertan una trampa llamada Actipower Trap.

Han sido varios los estudios llevados a cabo para comparar la eficacia de las diferentes trampas de captura (Del Río et al. 2008, Venter et al. 2009) que indican que la trampa Onderstepoort es la que mayor número de ejemplares de *Culicoides* captura, esto no es de extrañar al ser la más poderosa en potencia y tamaño de luz, así como de ventilador. Por este motivo estas trampas serían ideales para la captura de vectores que aparezcan en bajo número. Las trampas mini CDC se sitúan en segundo lugar y la trampa Pirbright con luz blanca incandescente en último lugar.

Esto último concuerda con los datos aportados por Anderson & Lindares (1989) y Venter & Hermanides (2006) que informaron que las trampas con luz ultravioleta (UV) son más efectivas frente a las de luz blanca o incandescente.

Para estudios que impliquen la asociación de un hábitat a una determinada especie, se recomienda el uso de trampas de emergencia (Fig. 32-33). Éstas pueden consistir desde una simple caja con rejillas y una fuente de luz para favorecer el vuelo de los *Culicoides*, a un cubo de agua perforado con tela a modo de cono, y más comunmente un embudo (plástico, metal) colocado en posición invertida en el suelo al que se le coloca un bote recolector en su ápice con líquido conservante o impregnado con sustancias adherentes, como aceites pegajosos (Blanton & Wirth, 1979).

PROCESADO, IDENTIFICACIÓN Y MONTAJE

Tras la recogida de los botes recolectores en campo, la labor en el laboratorio se inicia con el tamizado de la muestra. Se puede utilizar un tamiz de 3-5 mm de diámetro de luz que permita el paso de los *Culicoides* e impida el del resto de los insectos de mayor tamaño que entorpecen el manejo de la muestra (Fig. 42).

A continuación, el contenido que ha atravesado el tamiz es colocado sobre una placa de Petri para su análisis bajo la lupa binocular.

El estudio de muestras con ejemplares de *Culicoides* es arduo y costoso por diversos motivos: en primer lugar los ejemplares a estudiar tienen un tamaño diminuto que oscila entre 1-3 mm, en segundo lugar el gran número de ejemplares que caen en las trampas, especialmente en los meses de máximos poblacionales y en tercer lugar la existencia de otros dípteros que por su diminuto tamaño también han atravesado el tamiz y dificultan el manejo de la muestra (Fig. 43-44). Además, la complejidad de este grupo de dípteros radica en que en muchas ocasiones no es posible llegar a una identificación fehaciente a nivel de género bajo la lupa binocular. Por ello es necesaria la realización de preparaciones microscópicas, en numerosas ocasiones.

Bajo la lupa binocular se realiza una identificación de los ejemplares en grupos de especies de acuerdo a su patrón alar (Rawlings, 1997). En ocasiones, la observación del patrón

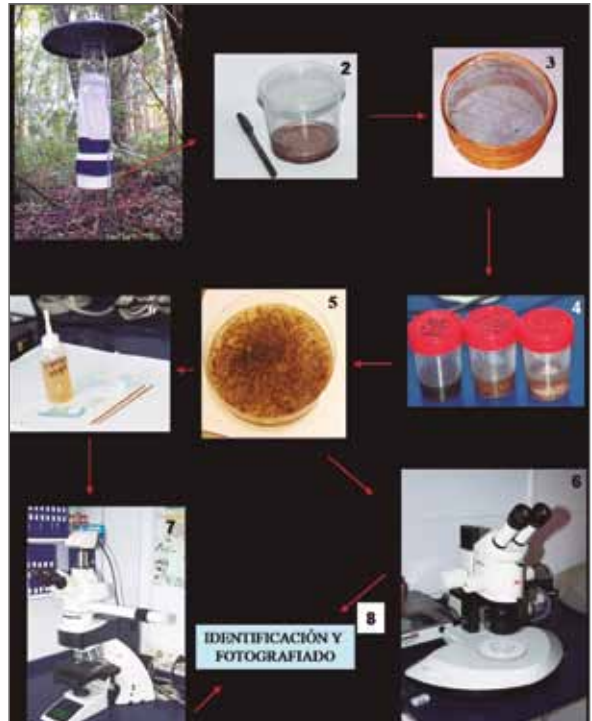
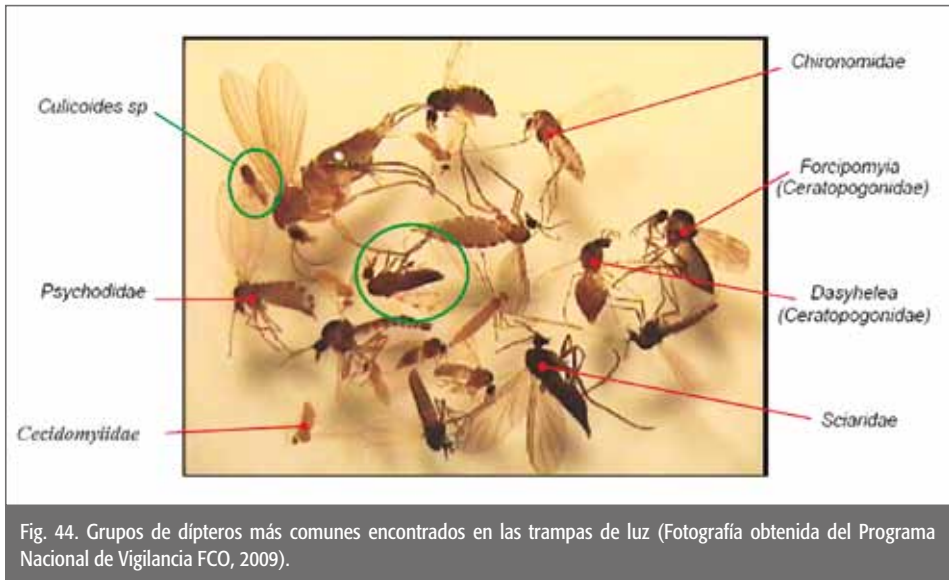


Fig. 42. Cronograma de actividades desde la captura de los ejemplares en campo hasta su fotografiado e identificación.



Fig. 43. Aspecto del contenido parcial de una muestra de *Culicoides* bajo la lupa binocular.



alar bajo la lupa es suficiente para una correcta identificación como ocurre para las especies *Culicoides lupicaris*, *C. fagineus* y *C. festivipennis*.

En cambio para otras especies, especialmente aquellas que presentan un patrón alar poco aparente (sin manchas o alas de fondo homogéneo grisáceo o castaño) es necesario cierta práctica y experiencia para llevar a cabo una identificación a nivel específico bajo la lupa.

Por ello, ante especies que presenten dificultades se recomienda el montaje de los ejemplares en preparaciones microscópicas. En principio no es necesario tratar los ejemplares con ningún producto, basta con limpiarlos en alcohol absoluto y colocarlos directamente en el porta-objetos. Excepcionalmente, se puede utilizar una solución de sosa cáustica (5 %) durante un breve espacio de tiempo y sin calor para aclarar algunos ejemplares que pudieran necesitarlo. También puede utilizarse como aclarante unas gotas de fenol.

Para el montaje, se coloca un ejemplar en un porta-objetos, y a continuación se derrama una gota de solución Hoyer, para posteriormente diseccionar cuidadosamente el espécimen bajo la lupa con alfileres entomológicos finos (Nº 0-2) en cuatro partes (cabeza, tórax-patas, alas y abdomen). Se colocan las cuatro partes distribuidas en la gota adoptando la orientación y posición más correcta para finalmente cubrirlo con un cubre-objetos evitando la formación de burbujas en el interior. Se pueden utilizar tamaños y formas de cubres diversos (cuadrados, circulares) siendo el resultado el mismo. Se trata de una cuestión de comodidad al estudiar el espécimen. Cada preparación microscópica debe ir correctamente etiquetada, aportando al menos, los datos de localidad, fecha de captura, sexo y recolector. Se monta un único ejemplar en cada preparación.

La solución de montaje empleada en este trabajo ha sido la solución Hoyer, muy similar al Berlese, que es preparada en el laboratorio mezclando los siguientes productos: 50 ml de agua destilada, 30 g de goma arábica, 200 g de hidrato de cloral y 20 ml de glicerina. Este medio es bastante usado, y tiene las ventajas de ser rápida su preparación y que los especímenes pueden ser recuperados del porta-objetos mediante la adicción de agua en cualquier momento ya que es un medio hidrosoluble. La mayor desventaja es la higroscopía que presenta el medio de montaje, pues tiende a absorber agua a lo largo del tiempo pudiendo deteriorar la muestra. Por ello, como a continuación se comenta, es necesario sellar las preparaciones microscópicas, lo que requiere un tiempo de trabajo extra.

Finalmente, éstas se almacenan en una estufa a 45° C durante aproximadamente 15 días, quedando de este modo listas para ser estudiadas al microscopio óptico.

Para evitar el deterioro de los portas a largo plazo, a causa de la entrada de agua en la muestra, una vez retirados los portas de la estufa, se sellan con esmalte sintético convencional mediante un pincel, cubriendo los bordes del cubre con pintura. Para su conservación, todos los porta-objetos pueden ser almacenados en cajas ordenados por especies.

Existen otros medios para el montaje de ejemplares. Para muchos autores el Bálsamo de Canadá es la elección ideal. Es el único medio que es permanente e indestructible durante muchos años. La principal desventaja es que el tiempo de secado de las preparaciones requiere de varias semanas o meses y además este medio tiende a oscurecer los ejemplares con el paso de los años. En cambio, no es necesario sellar las muestras como ocurre con el líquido Hoyer. Una variante del Bálsamo de Canadá es el fenol-Bálsamo. Para ello, se recomienda disolver el bálsamo de Canadá, no con xileno como comúnmente se hace, sino con una solución de alcohol-fenol que se obtiene al mezclar alcohol con cristales de fenol. La cantidad de alcohol-fenol a verter en el bálsamo es variable y personal según preferencias. El alcohol-fenol es muy corrosivo por lo que se debe tener especial cuidado.

Algunos de nuestros ejemplares fueron montados con otro medio, la solución Tendeiro (35 ml de agua destilada, 40 g de hidrato de cloral, 18 ml de ácido acético glacial y 7 g de alcohol polivinílico) (Sarto i Monteys et al. 2003). Los resultados fueron muy similares a los obtenidos con la solución Hoyer, aunque la solución Tendeiro presenta una viscosidad menor y un olor más fuerte.

Para la identificación de los *Culicoides* en preparaciones microscópicas se consultaron las claves apropiadas (Campbell & Pelham-Clinton 1960; Delécolle, 1985; Glukhova, 2005).

En algunos casos debido a la gran similitud morfológica entre algunas especies, como ocurre entre *Culicoides obsoletus* y *Culicoides scoticus* es necesario recurrir a otros métodos como son las técnicas moleculares para asegurar una correcta identificación. Afortunadamente, un estudio reciente de Augot et al. (2010) proporcionan una serie de variables a medir para poder diferenciar ambas

especies con cierta precisión sin recurrir a estas técnicas moleculares. Estas son la anchura entre placas quitinosas, longitud y anchura de la espermateca 1 y longitud de la espermateca 2.

El resto de *Culicoides* identificados a la lupa que no requirieron de montaje, fueron almacenados en alcohol etílico al 70 % en tubos eppendorf, ordenados por especies y correctamente etiquetados. El alcohol etílico o isopropílico rebajado con agua destilada es el medio de conservación más utilizado y adecuado. Se recomienda la adición de una gota de glicerol para evitar el secado completo de la muestra, ya que si esta no se ha cerrado o sellado correctamente, el alcohol se evapora con gran facilidad. De esta manera, en el peor de los casos los botes quedarán con una fina capa de glicerina. Es recomendable almacenar los botes con los ejemplares en lugares con temperaturas frías (frigoríficos, cámaras de frío) y alejadas de fuentes de luz fuertes que podrían decolorar los ejemplares.

Existen otras posibilidades de conservación como son en formalina (formol diluido) aunque actualmente hay restricciones en su adquisición ya que se trata de un compuesto cancerígeno. Es un medio que en diluciones adecuadas conserva los colores y estructuras de los insectos mejor que el alcohol.

El pinchado de ceratopogónidos en alfileres diminutos, minucias o pegados sobre pins es posible, pero desaconsejable por su diminuto tamaño y fragilidad de sus estructuras en seco.

Fotografiado de los ejemplares

Para la realización de las fichas faunísticas de las especies compiladas en la presente publicación, se fotografiaron las estructuras anatómicas de mayor valor taxonómico. Para las hembras las espermatecas, ojos, palpos y alas y para los machos la genitalia (parámetros, estilos, membrana basal y *aedeagus*).

También fueron fotografiadas otras estructuras necesarias que caracterizan algunas especies como son la ornamentación faríngea, pubescencia ocular, espinas tarsales y sensilas celocónicas entre otras.

El equipo de fotografiado (**Fig. 42**) consistió en un microscopio óptico (Leica DM 4500B) acoplado a una cámara Leica DFC300 FX mediante la cual se obtuvieron las fotos con la técnica de contraste interdiferencial (DIC). Para la obtención de fotografías con la mayor nitidez posible se utilizó el programa Helicon Focus que superpone varias imágenes a la vez y crea una nueva formada por las anteriores. Las imperfecciones u artefactos de las fotos fueron subsanados con el programa Photo shop 13.0.

Todas las fotografías de los ejemplares de este trabajo fueron tomadas por Mikel González.

INTRODUCCIÓN A LA MORFOLOGÍA DE LOS *CULICOIDES* (ADULTOS)

A continuación se presenta un apartado para la iniciación e interpretación de los caracteres morfológicos específicos de los adultos de *Culicoides*.

Los *Culicoides* en estado adulto presentan las siguientes partes (Fig. 1).

- La cabeza, en la cual se insertan las antenas, las piezas bucales y los ojos compuestos.
- El tórax, dividido en 3 partes donde se insertan los tres pares de patas, 1^{er} par de patas en el protórax, 2^o par en el mesotórax, 3^{er} par en el metatórax. En el mesotórax se insertan un par de alas a cada lado y un par de balancines en el metatórax, al igual que todos los dípteros.
- El abdomen está formado por 10 segmentos y termina en los apéndices genitales.

1. **Cabeza:** la forma general es redonda, ligeramente aplanada en el sentido antero-posterior. Una gran superficie se encuentra ocupada por los ojos compuestos con forma arriñonada (Fig. 45). No existen ocelos. Por delante de los ojos lateralmente se insertan las antenas y en su parte anterior se encuentran las piezas bucales así como los palpos (Fig. 46).

Setas de la cabeza: en la parte posterior por detrás de los ojos, presentan setas quéticas repartidas por la superficie. Tienen especial importancia como carácter sistemático tres setas que se insertan inmediatamente por encima del punto de unión de los ojos (Fig. 47). A la seta más inferior, justo inmediatamente por encima del punto de unión de los dos ojos, se la conoce como seta interocular.

2. **Ojos:** Hay dos ojos compuestos, formados por un gran número de unidades estructurales llamadas **omatidios** (Fig. 48) que en su conjunto ocupan la superficie lateral y frontal de la cabeza. Generalmente, la superficie ocular es glabra o

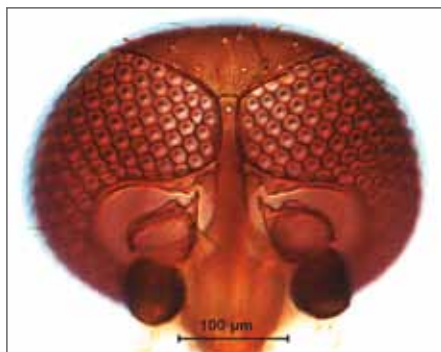


Fig. 45. *Culicoides fascipennis* ♀; visión frontal de la cabeza; ojos compuestos.



Fig. 46. *Culicoides cataneii* ♀; piezas bucales y palpos.

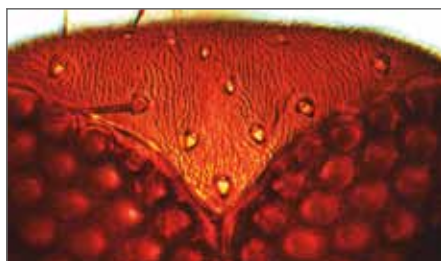


Fig. 47. *Culicoides obsoletus* ♀; sensilas quéticas supraoculares.

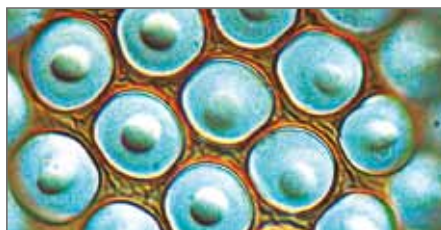


Fig. 48. *Culicoides obsoletus* ♀; detalle de los omatidios.

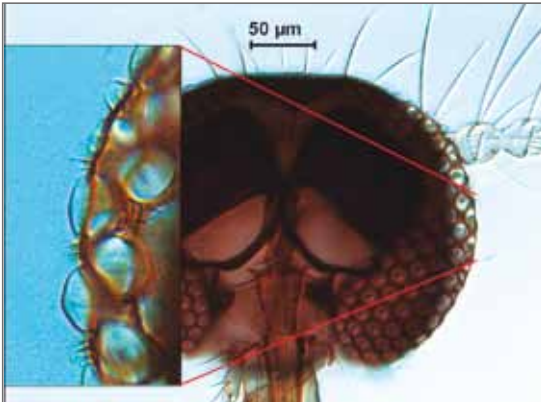


Fig. 49. *Culicoides chiopterus* ♂; pubescencia inter-omatidial.

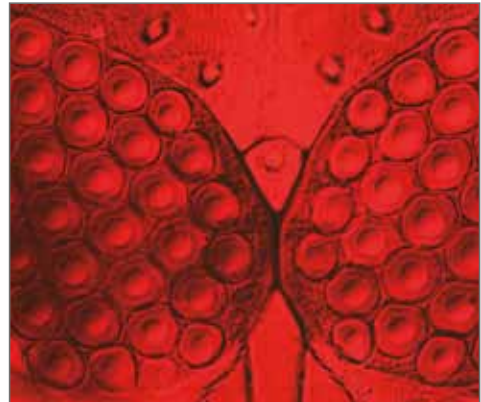


Fig. 50. *Culicoides fagineus* ♀; ojos fusionados.

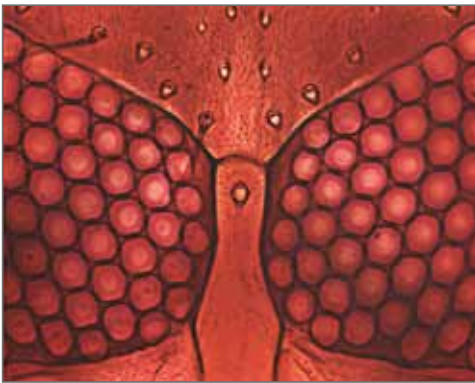


Fig. 51. *Culicoides furcillatus* ♀; ojos separados.

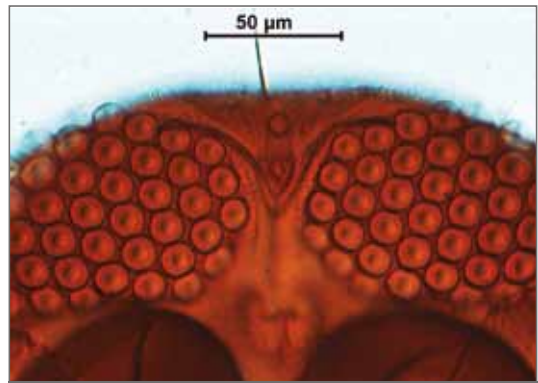


Fig. 52. *Culicoides* spp. ♂; ojos fusionados.

presenta una ligera pubescencia, pero en unas pocas especies se aprecian sedas mayores y entonces se habla de ojos pubescentes (Fig. 49). En las hembras los ojos compuestos pueden unirse frontalmente (Fig. 50) o bien permanecer separados por un espacio inter-ocular (Fig. 51), mientras que los ojos de los machos siempre permanecen en contacto físico (Fig. 52).

3. **Antenas:** son largas y están formadas por 15 artejos (Fig. 53). El 1^{er} artejo se llama pro-escapo, y el 2^o escapo. El pro-escapo tiene forma de anillo y se inserta en la parte frontal de la cabeza. El escapo es voluminoso, tiene forma globular (Fig. 54) y en los machos está más desarrollado que en las hembras. Porta una estructura sensorial conocida como órgano de Jacobson.

El resto de artejos antenales desde el 3 al 15 forman el flagelo antenal y tienen especial relevancia para la sistemática. Morfológicamente los artejos antenales de las hembras tiene dos partes: los artejos basales o cortos (3-10) con un aspecto circular y los artejos distales o largos (11-15) con aspecto cilíndrico (Fig. 53).

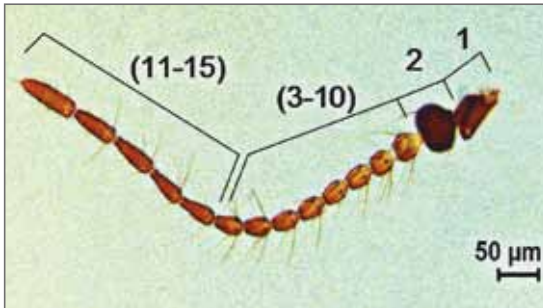


Fig. 53. Morfología antenal: (1) Pro-escapo (2) Escapo. Los artejos del 3 al 10 forman los artejos basales mientras que los artejos del 11 al 15 forman los artejos distales.

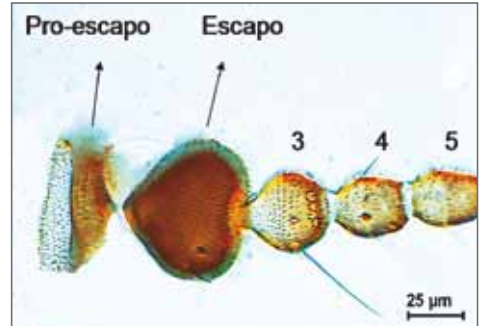


Fig. 54. Detalle del pro-escapo, escapo y parte de los artejos basales.

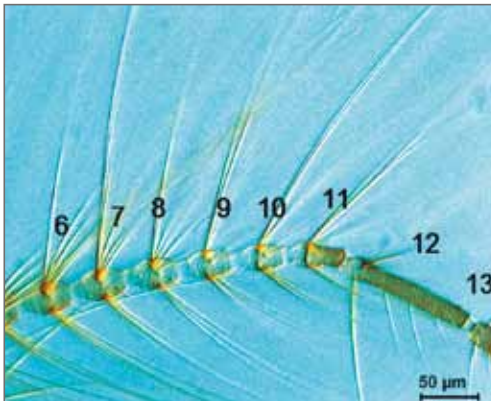


Fig. 55. *Culicoides* spp. ♂; diferencia morfológica acusada de los artejos 3 al 11 respecto de los del 12 al 15.

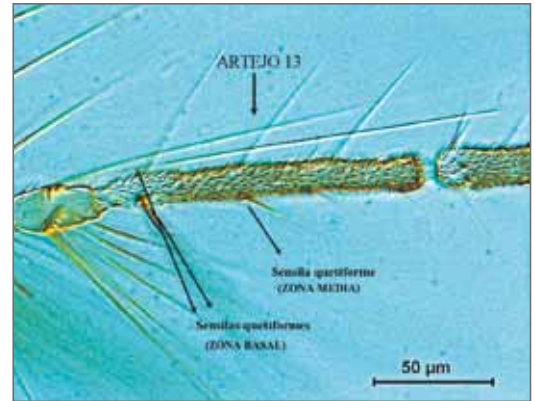


Fig. 134 (a). *Culicoides obsoletus*; artejo antenal 13.

Mientras que en los machos hay 10 artejos cortos basales (3-12) y 3 artejos largos (12-15) (Fig. 55).

En la clave de machos, un carácter fundamental para la separación de las especies en grandes grupos es la presencia de sensilas quéticas en el artejo 13 de las antenas. Por este motivo hay especies que poseen una sensila quética en la zona medial y dos o tres en la base del artejo 13 (Fig. 134a), o bien otras especies donde no existe sensila quética en la zona medial, pero hay cuatro o más en la base (Fig. 134b).

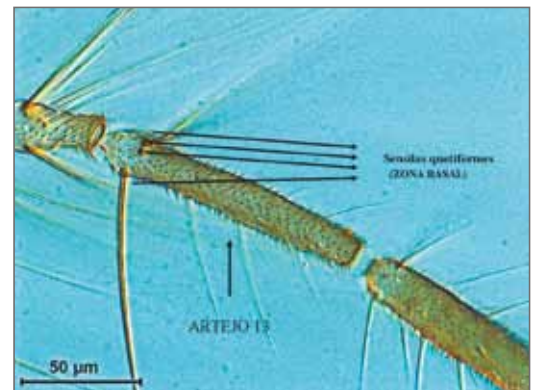


Fig. 134 (b). *Culicoides pictipennis*; artejo antenal 13.

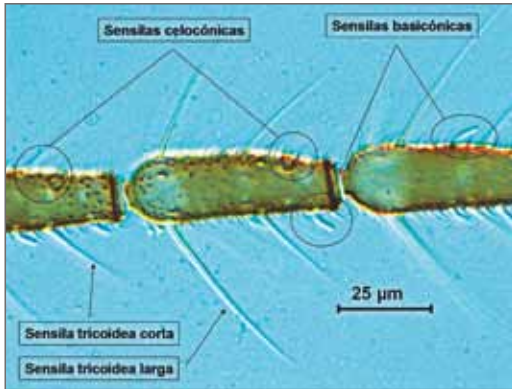


Fig. 56. *Culicoides obsoletus* s.l.; tipos de sensilas en los artejos antenales.

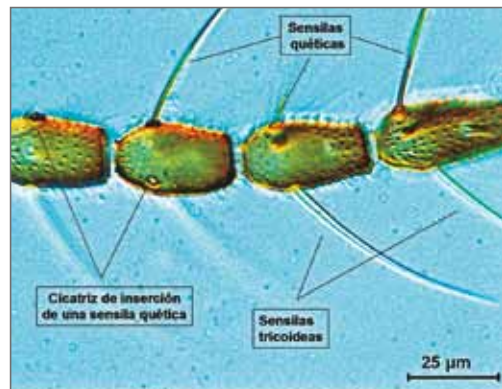


Fig. 57. *Culicoides obsoletus* s.l.; tipos de sensilas en los artejos antenales.

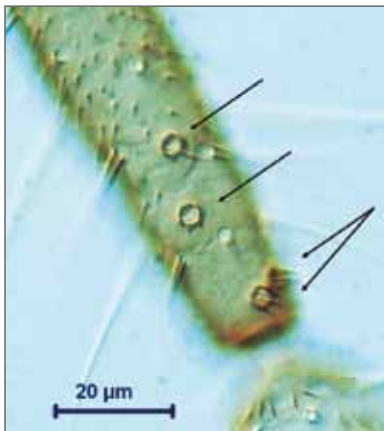


Fig. 58. *Culicoides pictipennis*; sensilas celocónicas de morfología normal.

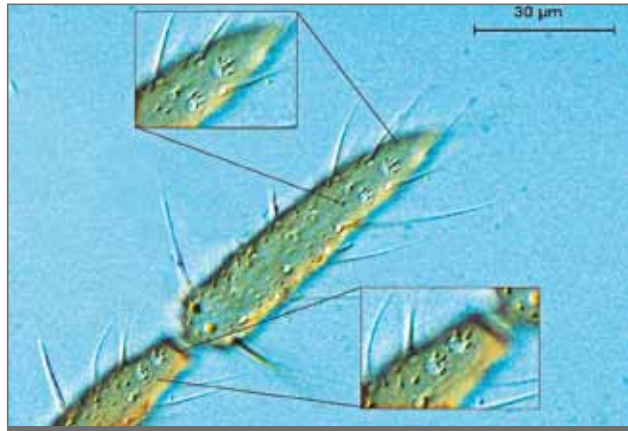


Fig. 59. *Culicoides poperinghensis*; sensilas celocónicas de morfología atrofiada, con únicamente dos o tres macrotricos rodeando el orificio de la sensila.

El flagelo antenal porta los órganos sensoriales también llamados sensilas. Se distinguen 5 tipos de sensilas: tricoideas, celocónicas, basicónicas, ampulares y quéticas.

Por su importancia en la identificación de especies describimos dos de ellas:

Sensilas celocónicas: se trata de pequeñas depresiones circulares, en cuyo centro se inserta una protuberancia redonda y curvada cuyo borde está rodeado por un número variable de microtricos. El número y repartición de las sensilas en el flagelo antenal es de gran importancia para la identificación de especies (Fig. 56 y 58).

El número de microtricos presentes rodeando la sensila permite una mayor o menor visualización de ésta. En *Culicoides poperinghensis* se habla de sensilas

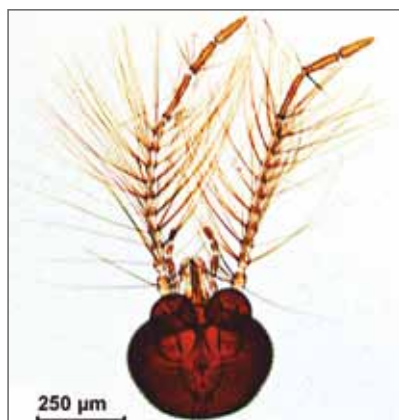


Fig. 60. *Culicoides simulator* ♂; antenas de aspecto plumoso.

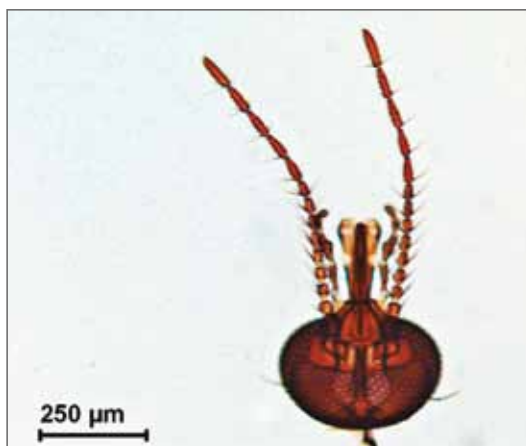


Fig. 61. *Culicoides simulator* ♀; antenas de aspecto glabro.

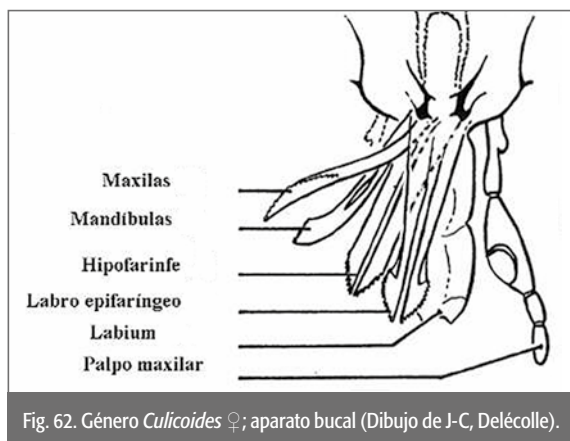


Fig. 62. Género *Culicoides* ♀; aparato bucal (Dibujo de J-C, Delécolle).

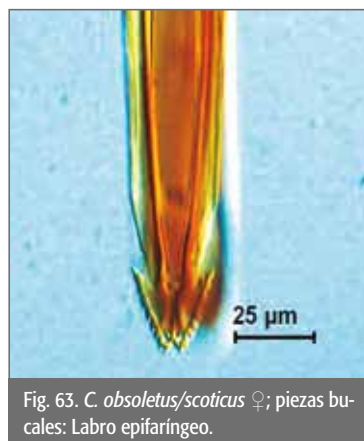


Fig. 63. *C. obsoleteus/scoticus* ♀; piezas bucales: Labro epifaringeo.

celocónicas atrofiadas, por poseer de 2 a 5 microticos lo que hace que la sensila pase desapercibida y pueda confundirse con una sensila tricoidea (Fig. 59).

Sensilas quéticas: son largas y pigmentadas. Para diferenciarlas de las tricoideas, las quéticas presentan un orificio de inserción en la antena y en el caso de desprenderse, siempre queda el orificio de inserción a modo de cicatriz (Fig. 57). Estas sensilas son especialmente largas y abundantes en los machos, en los cuales conforman una antena de aspecto plumoso característica (Fig. 60). En las hembras estas sensilas no son tan largas y abundantes, por lo que el aspecto de las antenas no es plumoso (Fig. 61).

4. **Piezas bucales:** son de tipo picador en las hembras, y en su conjunto forman una estructura en forma de trompa corta que alberga estructuras esclerotizadas y dentadas (Fig. 62):

- 1 labro epifaríngeo (Fig. 63).

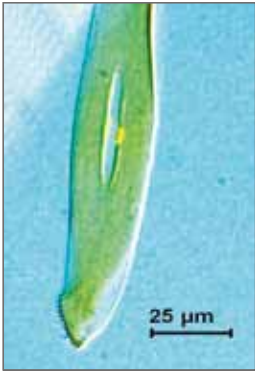


Fig. 64. *Culicoides obsoletus/scoticus* ♀; piezas bucales: Mandíbulas.



Fig. 65. *Culicoides obsoletus/scoticus* ♀; piezas bucales: Maxilas.



Fig. 66. *Culicoides obsoletus/scoticus* ♀; piezas bucales: Hipofaringe.

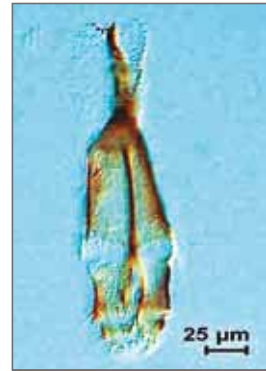


Fig. 67. *Culicoides obsoletus/scoticus* ♀; piezas bucales: Labium.



Fig. 68. *Culicoides minutissimus* ♂; palpos y piezas bucales.

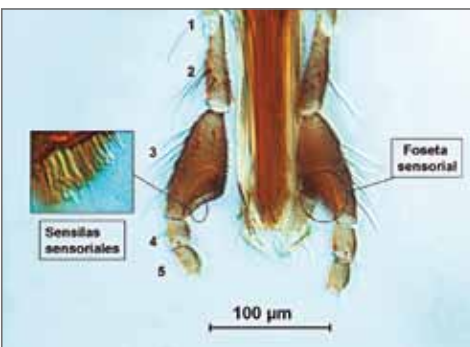


Fig. 69. *Culicoides circumscriptus* ♀; palpos con los artejos que lo forman, así como la foseta sensorial del 3^{er} artejo y las sensilas sensoriales con aspecto de maza.

– 2 mandíbulas, denticuladas en su borde apical excepto en ciertas especies desprovistas de dientes (Fig. 64).

– 2 maxilas suavemente denticuladas que recuerdan en su forma a un cuchillo. En ciertas especies no poseen dientes (Fig. 65).

– 1 hipofaringe, que alberga el canal salivar (Fig. 66).

– 1 labium, forma una funda blanda que envuelve ventralmente las piezas bucales (Fig. 67).

En las hembras el aparato bucal está diseñado para picar, los machos en cambio, son de preferencias florícolas y su probóscide es más corta, menos esclerotizada y con las piezas bucales más reducidas. Las maxilas se vuelven la parte más desarrollada de la probóscide y portan sedas en el ápice en lugar de dientes como ocurre en las hembras (Fig. 68).

5. **Palpos maxilares:** a ambos lados de las piezas bucales se insertan los palpos maxilares. Éstos se componen de 5 artejos, los dos primeros están semi-soldados y el 3^{er} artejo suele estar ensanchado en mayor o menor medida y alberga los órganos sensoriales. La forma, profundidad, número y tamaño de los órganos sensoriales es un carácter de especial relevancia en sistemática. Al órgano sensorial

se le llama foseta sensorial y éste a su vez se compone de numerosas sensilas diminutas con aspecto de maza (Fig. 69).



Fig. 70. *Culicoides odiatus* ♀; palpo y fosea.



Fig. 71. *Culicoides festivipennis* ♀; palpo y fosea.



Fig. 72. *Culicoides kurensis* ♀; palpo y fosea.



Fig. 73. *Culicoides parroti* ♀; palpo y fosea.



Fig. 74. *Culicoides subfasciipennis* ♀; palpo y foseas.



Fig. 75. *Culicoides vexans* ♀; palpo y foseas.



Fig. 76. *Culicoides flavipulcaris* ♀; palpo y foseas.



Fig. 77. *Culicoides newsteadi* ♀; palpo y foseas.



Fig. 78. *Culicoides brunnicans* ♀; palpo y foseas.

Se pueden identificar diferentes tipos de foseas atendiendo a distintos criterios:

- Según el número de foseas sensoriales: una o varias foseas.
- Según la profundidad que alcance la fosea hacia el interior del palpo: externa, profunda, muy profunda etc.
- Según el contorno de la fosea: irregular, circular, aserrada etc.

Se distinguen 3 grandes tipos a modo de referencia:

- 0.1 Fosea grande circular de contorno regular, de diámetro y profundidad variables. Las sensilas de la fosea pueden quedar dentro del palpo o asomar al exterior (Fig. 70-72).
- 0.2 Fosea semi-circular de contorno irregular cuyas foseas quedan claramente expuestas al exterior (Fig. 73-75).
- 0.3 Presencia de múltiples pequeñas foseas con sensilas distribuidas en el palpo (Fig. 76-78).

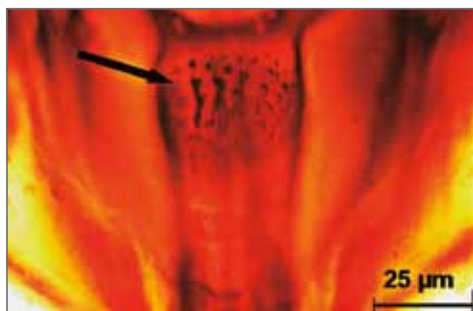


Fig. 79. *Culicoides fagineus* ♀; ornamentación faríngea. Cibario faríngeo.



Fig. 80. *Culicoides heliophilus* ♀; ornamentación faríngea. Cibario faríngeo.

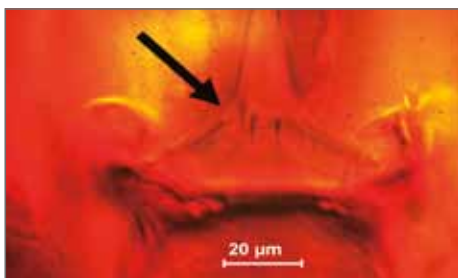


Fig. 81. *Culicoides festivipennis* ♀; ornamentación faríngea. Tres cerdas post-faríngeas.



Fig. 82. *Culicoides circumscriptus* ♀; ornamentación faríngea. Protuberancia espinosa post-faríngea.

6. **Faringe:** en el interior de la cabeza se observa una estructura de unión a las piezas bucales con forma cuadrangular llamada faringe. En ciertas especies aparece dotada de pequeñas espinas o tubérculos y se le conoce con el nombre de cibario. Esta ornamentación puede también aparecer en la zona post-faríngea (Fig. 79-82).

7. **Tórax:** está formado por 3 segmentos (Fig. 83-85): el protórax muy reducido, el mesotórax que se subdivide en tres partes: el pre-scutum, el scutum y el scutellum y la porción más posterior, el metatórax.

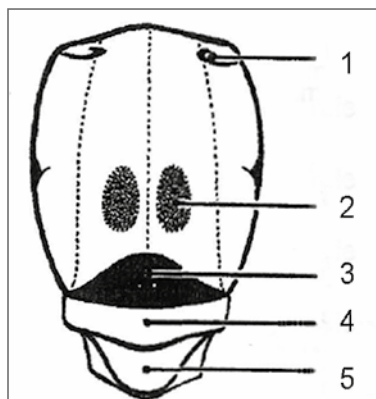


Fig. 83. Detalle de las estructuras que conforman el tórax (Vista dorsal) (1) Impresiones humerales (2) Manchas del scutum (3) Foseta pre-escutelar (4) Scutellum (5) Metanoto. (Dibujo tomado de Delécolle, 1985).

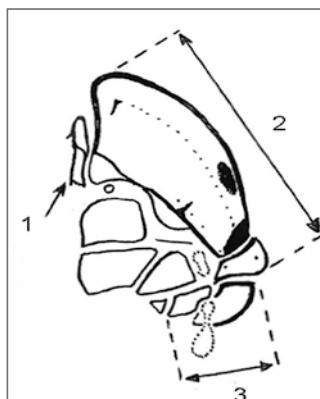


Fig. 84. Detalle de las estructuras que conforman el tórax (Vista lateral). (1) Protórax (2) Mesotórax (3) Metatórax (Dibujo tomado de Delécolle, 1985).

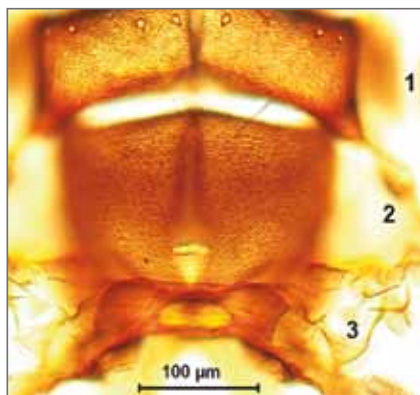


Fig. 85. Porción final del mesotórax y estructuras del metatórax. (1) Escutelo (2) Metanoto (3) Metasterno.

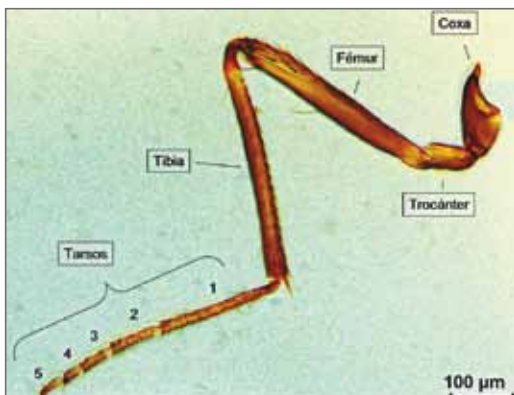


Fig. 86. *Culicoides achrayi* ♀; par anterior de patas: Coxa, trocánter, fémur, tibia y los cinco segmentos tarsales acabados en un par de uñas con empodio.

La coloración y ornamentación del *scutum* (la parte más visible y mayor del tórax) es un carácter que varía entre especies, aunque en el presente trabajo no se ha utilizado como carácter, ya que no es fácil conseguir colocar el tórax en posición horizontal al realizar las preparaciones microscópicas. Además, la coloración y prominencias del tórax son bien visibles sólo cuando el ejemplar está seco.

8. Los apéndices: las patas se encuentran formadas por las siguientes partes: coxa, trocánter, fémur, tibia y los tarsos (Fig. 86).

Las patas pueden poseer diferentes colores o bandas aunque no es un carácter muy usado. Se pueden diferenciar unas de otras por la presencia de estructuras características (Fig. 88-90).

El par de patas anterior destaca por la presencia de una espina apical tibial (Fig. 88). El par de patas medial no posee ninguna estructura característica (Fig. 89). El par posterior de patas se caracteriza por poseer un peine de espinas en la parte apical de las tibias (Fig. 90).



Fig. 87. Detalle (en visión dorsal) de las uñas y el empodio rudimentario propio del género *Culicoides*.



Fig. 88. *Culicoides achrayi* ♀; patas. Par anterior con una fuerte espina acompañada de un ribete de cerdas en la tibia apical.



Fig. 89. *Culicoides achrayi* ♀; patas. Par medial sin estructuras accesorias.



Fig. 90. *Culicoides achrayi* ♀; patas. Par posterior con un cepillo de cerdas conspicuo en el ápice tibial.

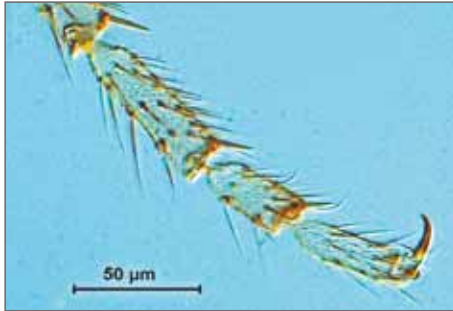


Fig. 91. *Culicoides achrayi* ♀; espinas tarsales.

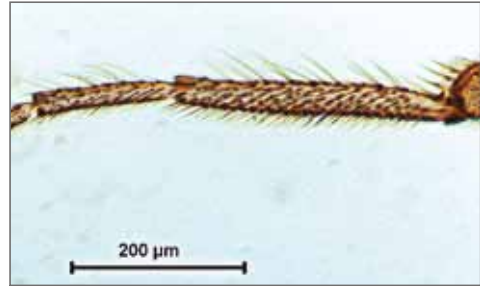


Fig. 92. *Culicoides comosioculatus* ♀; tarso posterior; con filas de cerdas no alineadas.

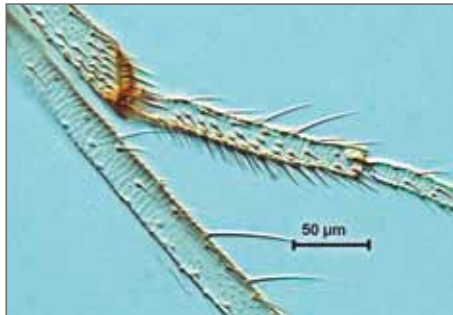


Fig. 93. *Culicoides chiopterus* ♀; tarso posterior; con filas de cerdas no alineadas.

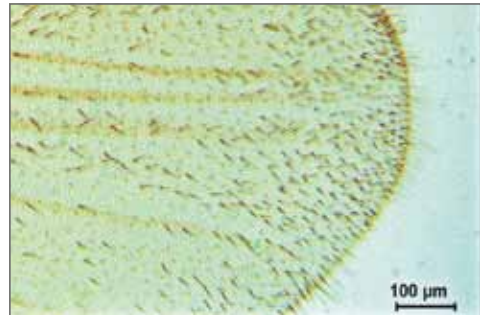


Fig. 94. *Culicoides fascipennis* ♀; macrotricos y microtricos que tapizan la superficie distal alar.

La presencia o ausencia de espinas en los tarsos es un carácter que varía entre especies (Fig. 91). El 5º tarsómero porta un par de uñas curvadas así como un empodio rudimentario (Fig. 87).

El género *Culicoides* se diferencia de la mayoría del resto de ceratopogónidos, por la presencia de espinas no alineadas en el primer tarso posterior, es decir, que no forman un ribete continuo de espinas sino que se presentan insertadas de manera dispersa (Fig. 92-93).

9. **Alas:** son membranosas, grandes en relación al tamaño del insecto y redondeadas en su extremo distal. La coloración, las manchas de las alas, se consigue a partir de pequeños pelos denominados microtricos y de otros más largos llamados macrotricos que se distribuyen por la superficie del ala (Fig. 94). Los macrotricos se diferencian de los microtricos no sólo por el tamaño sino por la presencia de una cicatriz de inserción (Fig. 95). El patrón alar es el carácter más importante en la clasificación de los *Culicoides* (Fig. 96).

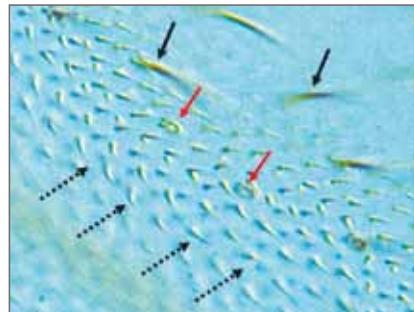


Fig. 95. *Culicoides fascipennis* ♀; se señalan los macrotricos (flecha negra), los orificios de inserción de los macrotricos (flecha roja) y los microtricos (flecha discontinua).

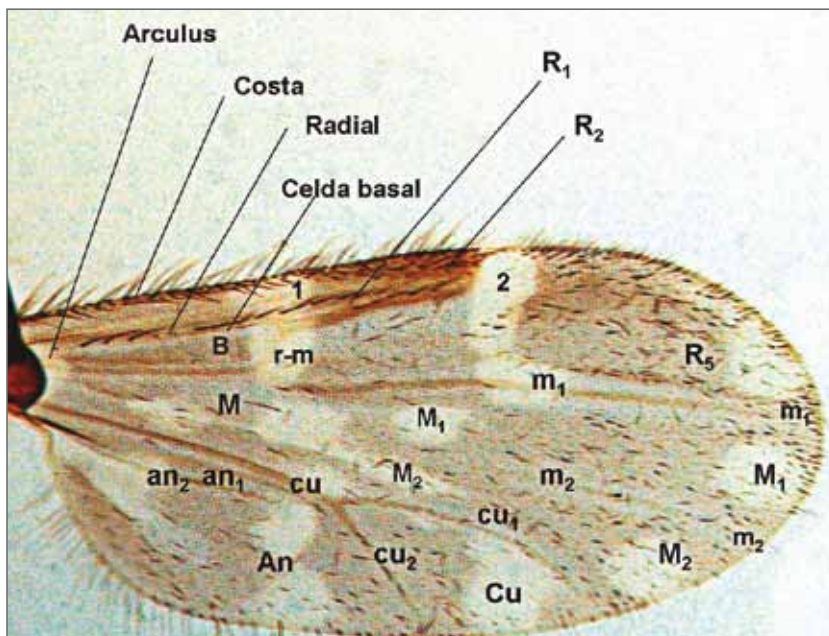


Fig. 96. *Culicoides festivipennis* ♀; venación alar: Las celdas o áreas se representan en mayúsculas: R₁: 1º radial, R₂: 2º radial, R₅: 5º radial, M: Medial, M₁: Celda medial 1º, M₂: Celda medial 2º, Cu: Celda cubital, An: Anal, 1: Área 1, 2: Área 2, B: Celda basal. Las venas se representan en minúsculas: m₁, m₂, cu, cu₁, cu₂, an, an₁, an₂, r-m. Costa: vena costa, Radial: vena radial, Arculus: vena más basal del ala.

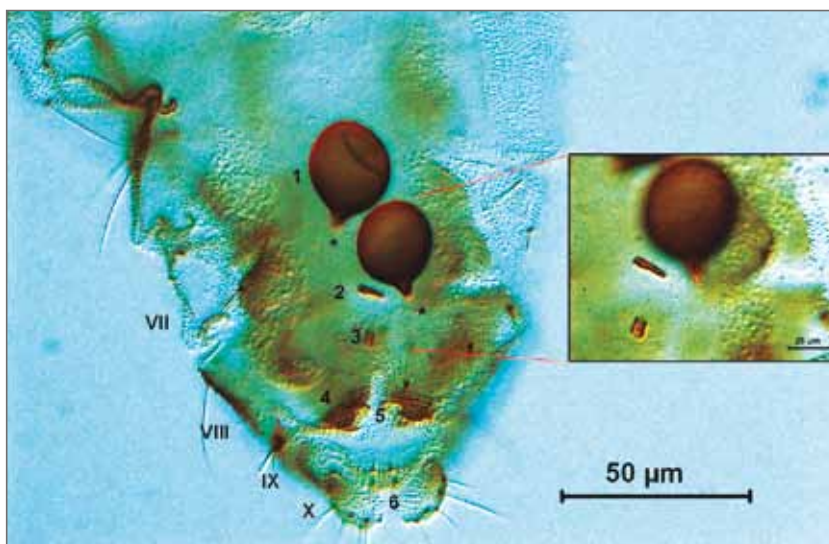


Fig. 97. *Culicoides pallidicornis* ♀; genitalia: (1) Par de espermatecas (2) Espermateca rudimentaria (3) Esclerito anal (4) Placas quitinosas (5) Orificio genital (6) Cercos. (*) Conductos genitales (no son visibles en la foto). En números romanos los segmentos abdominales VII, VIII, IX y X.

10. **Abdomen:** el abdomen se compone de 10 segmentos de tamaño similar, excepto el décimo que está muy reducido y porta la parte terminal de las estructuras genitales de las hembras y de los machos.

El aparato genital de las hembras (Fig. 97) presenta las siguientes estructuras: dos cercos terminales, a continuación se abre el orificio genital entre el octavo y noveno esternito y rodeando a éste se abren las placas genitales quitinosas que presentan diferentes morfologías.

En algunas especies, aparecen unas estructuras quitinizadas llamadas escleritos abdominales a la altura del octavo segmento ventral. La parte más visible de la genitalia femenina son las espermatecas, se trata de 1 a 3 estructuras quitinizadas con forma esférica, ovoide, piriforme o incluso arriñonada (Fig. 98-105) que se sitúan en la posición del sexto u séptimo segmento abdominal. Las espermatecas suelen presentar un estrechamiento de cierre que se denomina pedicelo.

Cada espermateca está unida por un conducto que acaba fusionándose en otro común transparente. En la trayectoria del conducto común se pueden encontrar otras estructuras quitinizadas de forma variable y en ocasiones poco visibles llamadas escleritos anales (Fig. 97). Finalmente, el conducto común desemboca en el orificio genital, entre las placas quitinosas.

El número y forma de las espermatecas funcionales es importante en la identificación.

El aparato genital de los machos (Fig. 106): el abdomen es más alargado y porta estructuras prominentes. El noveno terguito es la parte más larga de la ge-

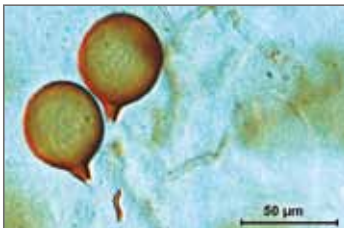


Fig. 98. *Culicoides achrayi* ♀; dos espermatecas esféricas.



Fig. 99. *Culicoides kurensis* ♀; dos espermatecas ovoides.

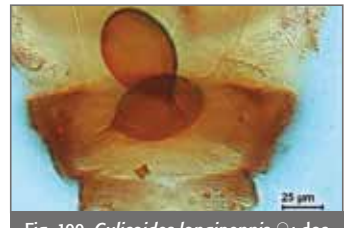


Fig. 100. *Culicoides longipennis* ♀; dos espermatecas ovoides con un pedicelo muy largo.

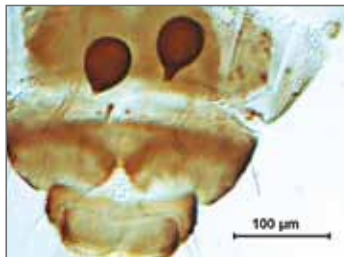


Fig. 101. *Culicoides pulicaris* ♀; dos espermatecas piriformes.

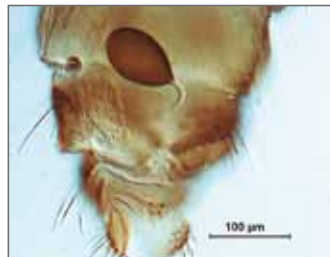


Fig. 102. *Culicoides circumscriptus* ♀; una espermateca ovoide.



Fig. 103. *Culicoides parroti* ♀; una espermateca de forma arriñonada.

nitalia y frecuentemente tiene forma trapezoidal, aunque puede ser cuadrangular, con aspecto más alargado o estrecho.

En la parte más distal del terguito se sitúan a ambos lados los procesos apicolaterales, se trata de estructuras de desarrollo y forma variables, pudiendo estar ausentes en algunas especies (Fig. 107-110). Entre los procesos apicolaterales pueden aparecer otras estructuras llamadas lóbulos accesorios que a su vez forman entre sí, suturas, concavidades o convexidades (Fig. 107-110). Por debajo de la parte centro-apical del terguito aparecen los cercos, en ocasiones con aspecto estrellado (Fig. 111-112).

En la parte central de la estructura genital encontramos los parámetros y el aedeagus. Los parámetros



Fig. 104. *Culicoides stigma* ♀; una espermateca esférica de ápice digitiforme.



Fig. 105. *Culicoides tauricus* ♀; tres espermatecas arrionadas funcionales.

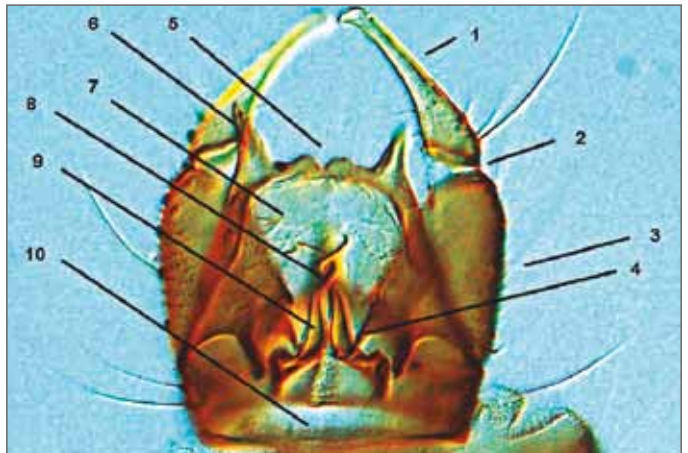


Fig. 106. *Culicoides kibunensis* ♂; genitalia: (1) Estilo distal (2) Articulación (3) Estilo basal (4) Coxito ventral (5) Lóbulos accesorios y sutura (6) Procesos apicolaterales (7) Cercos (8) Aedeagus (se observa borroso) (9) Parámetros (10) Membrana basal.



Fig. 107. *Culicoides achrayi* ♂; procesos apicolaterales y sutura profunda.

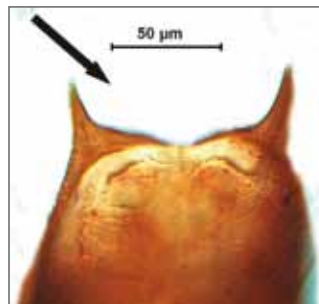


Fig. 108. *Culicoides alazanicus* ♂; procesos apicolaterales y sutura imperceptible.

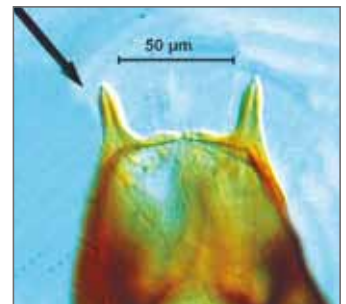


Fig. 109. *Culicoides poperinghensis* ♂; procesos apicolaterales y sutura imperceptible.

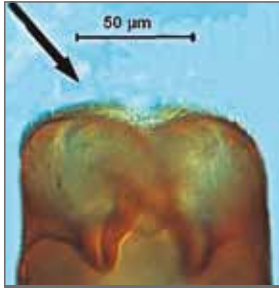


Fig. 110. *Culicoides dewulfi* ♂; ausencia de procesos apicolaterales y sutura.

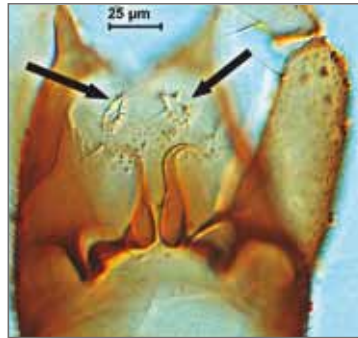


Fig. 111. *Culicoides picturatus* ♂; cercos.

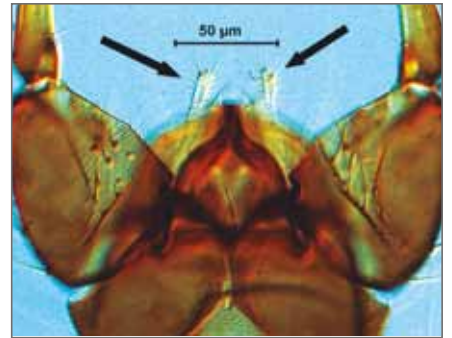


Fig. 112. *Culicoides scoticus* ♂; cercos.

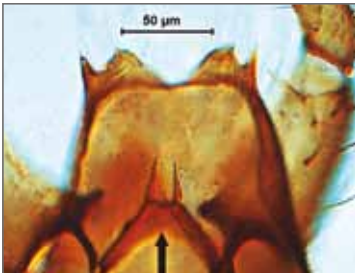


Fig. 113. *Culicoides stigma* ♂; parámetros fusionados.

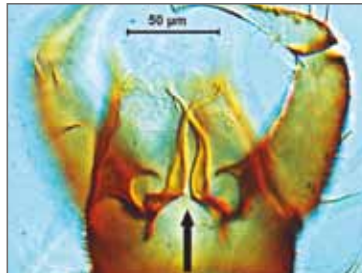


Fig. 114. *Culicoides alazanicus* ♂; parámetros separados.



Fig. 115. *Culicoides pallidicornis* ♂; (flecha indicando el cuerpo del aedeagus).



Fig. 116. *Culicoides kibunensis* ♂; (flecha indicando el cuerpo del aedeagus).



Fig. 117. *Culicoides achrayi* ♂; membrana espiculada.

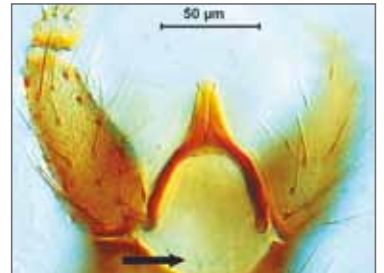


Fig. 118. *Culicoides alazanicus* ♂; membrana sin espículas.

están situados dorsalmente entre el terguito y el aedeagus. Se trata de dos estructuras quitinizadas dispuestas verticalmente que pueden aparecer soldadas (Fig. 113) o separadas (Fig. 114), y que tienen valor taxonómico. El aedeagus es único y extremadamente variable según las especies. A su parte más basal se le llama brazos laterales y a la parte anterior más robusta, cuerpo del aedeagus (Fig. 115-116).

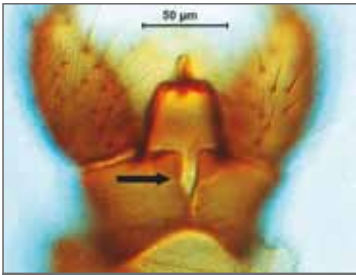


Fig. 119. *Culicoides obsoletus* ♂; esternito surcado.

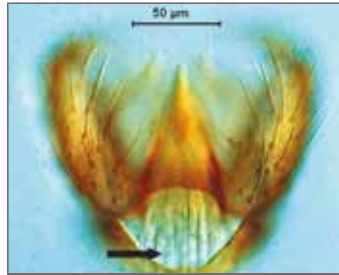


Fig. 120. *Culicoides imicola* ♂; esternito de forma anular.

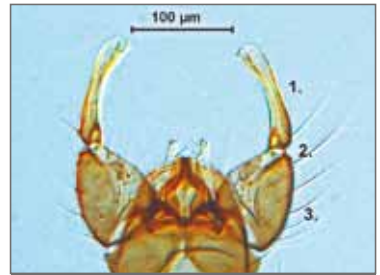


Fig. 121. *Culicoides scoticus* ♂; (1) Estilo distal (2) Articulación (3) Estilo basal.

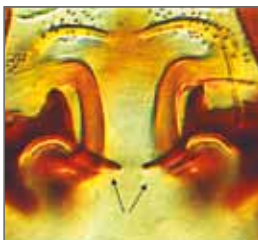


Fig. 122. *Culicoides brunnicans* ♂; coxitos ventrales con aspecto en forma de «zapato».



Fig. 123. *Culicoides dewulfi* ♂; coxitos ventrales curvos casi llegando a tocarse.

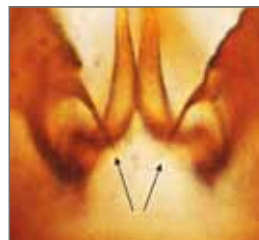


Fig. 124. *Culicoides furcillatus* ♂; coxitos ventrales rectos y puntiagudos.



Fig. 125. *Culicoides circumscriptus* ♂; sin coxito ventral.

El aparato genital en su parte más posterior se compone del esternito. Este al igual que el terguito puede aparecer dividido, con suturas, ser cóncavo, convexo, con forma anular etc. (Fig. 119-120). Además, inmediatamente por delante del terguito y por detrás del *aedeagus* aparece una membrana que puede estar tapizada de espículas. Se le conoce como membrana basal (Fig. 117-118).

Finalmente, y quizás la parte más aparente del aparato genital es una estructura con aspecto de pinzas que se sitúa a ambos lados del terguito. Estas «pinzas» correctamente llamadas estilos se componen de dos partes: estilo basal y estilo distal, ambos están articulados (Fig. 121) y se insertan en la parte basico-lateral del terguito mediante uno o dos apodemas con valor taxonómico que adquirirían diferentes formas (Fig. 122-125).

11. **Índices antenales:** además de los caracteres diagnósticos mencionados, se suelen emplear algunas medidas e índices para la diferenciación de especies:

- **Radio antenal (AR):** longitud de los segmentos del 11 al 15/longitud de los segmentos del 3 al 10.
- **Radio cabeza-probóscide (H/P):** longitud de la cabeza/longitud de la probóscide.
- **Longitud del ala:** distancia desde el *arculus* a la parte más distal del ala.

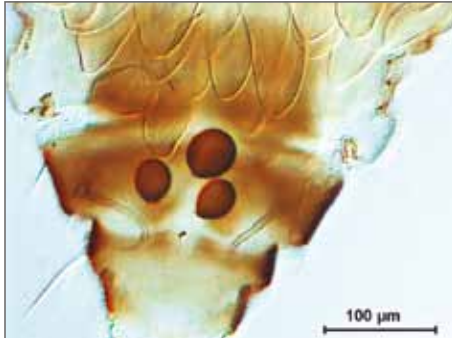


Fig. 126. *Culicoides festivipennis* ♀; ejemplar aberrante con tres espermatecas.

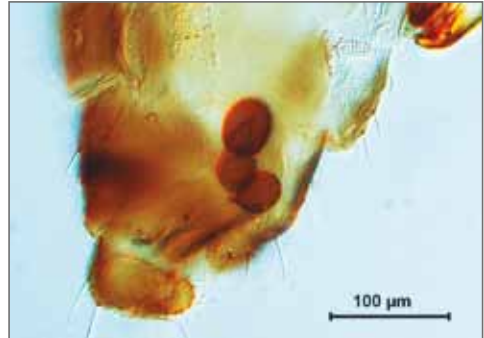


Fig. 127. *Culicoides obsoletus* s.l. ♀; ejemplar aberrante con tres espermatecas.

12. Variabilidad intraespecífica encontrada en los *Culicoides*:

De entre las más de 1000 preparaciones realizadas se han encontrado algunos especímenes anómalos o aberrantes.

Un total de cuatro individuos (dos *C. achrayi* y dos *C. obsoletus* s.l.) han mostrado una tercera espermateca rudimentaria con un grado de desarrollo similar a las dos espermatecas funcionales adyacentes, este hecho a priori puede llevar a confusión, siendo interpretado como ejemplares de tres espermatecas (Fig. 126-127).

Un total de tres individuos (*C. achrayi*, *C. fascipennis* y *C. pictipennis*) han mostrado poseer características de ambos sexos en el propio individuo.

Se trata de individuos intersexuales, (Fig. 128-133). Son ejemplares anormales de especies en las que algunos caracteres sexuales primarios, pero más usual-

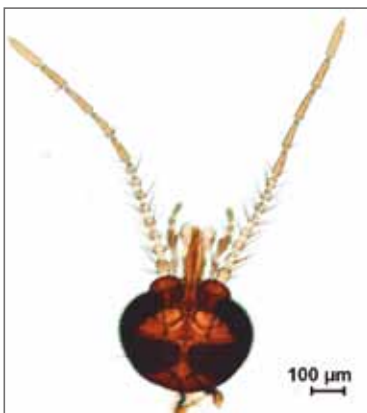


Fig. 128. *Culicoides pictipennis*; individuo intersexual: Cabeza propia de una hembra.



Fig. 129. *Culicoides pictipennis*; individuo intersexual: Genitalia típica masculina.



Fig. 130. *C. fascipennis*; individuo intersexual: Cabeza propia de una hembra.



Fig. 131. *Culicoides fascipennis*; individuo intersexual: Genitalia típica masculina.

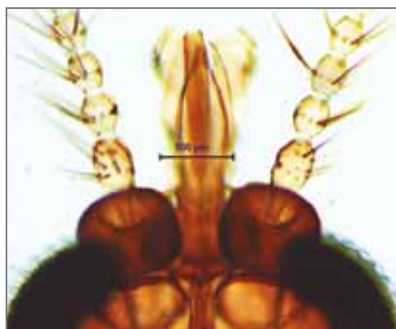


Fig. 132. *Culicoides fascipennis*; antenas: Segundo flagelómero moderadamente hinchado, recordando al flagelómero propio de los machos.

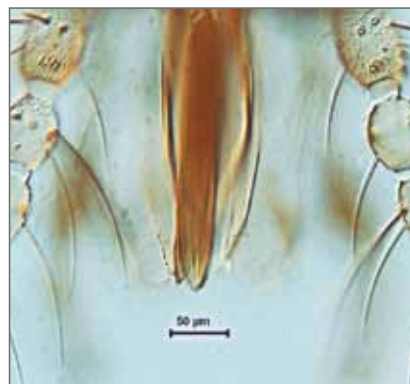


Fig. 133. *Culicoides fascipennis*; piezas bucales parcialmente modificadas.

mente caracteres secundarios, han cambiado a la dirección del sexo opuesto, no alcanzándose el último desarrollo esperado por un individuo de este sexo (Smith & Perry, 1967). Wigglesworth (1950) informó que temperaturas anormales o parásitos internos, ambos como factores independientes, pueden causar cambios en los insectos desencadenando la formación de individuos intersexo. Sarto i Monteys *et al.* (2003) encontraron un ejemplar de *C. circumscriptus* intersexual parasitado por un nematodo mermítido del género *Heliodermis*, que presentaba similares características físicas a los individuos que nosotros hemos encontrado.

Lo más común es encontrar individuos intersexo con genitalia de macho y antenas, piezas bucales y alas más similares a las hembras, aunque modificadas. Al parecer, los machos intersexo parasitados muestran más rasgos de hembras, que las hembras parasitadas muestran rasgos de macho.

Los individuos encontrados, presentan genitalia y abdomen típico de macho; antenas que recuerdan a las de hembras aunque son algo más peludas y el segundo flagelómero esta moderadamente engrosado recordando a los machos (Fig. 132).

Las piezas bucales están parcialmente modificadas conteniendo un número menor de dientes que lo habitual para un aparato bucal de hembra (Fig. 133). Los palpos maxilares presentan un foseta sensorial perfectamente desarrollada. McKeever *et al.* (1997) concluyeron que las piezas bucales de individuos de *C. stellifer* Coquillett que habían sido inducidos por mermítidos al intersexo masculino no eran lo suficientemente funcionales como para alimentarse de sangre.

CLAVE DE HEMBRAS DE GÉNEROS DE CERATOPOGÓNIDOS MÁS COMUNES CAPTURADOS EN LAS TRAMPAS DE LUZ

1. Ojos ampliamente separados, sin sutura frontal. Antenas con 12 artejos flagelares (Fig. 163). Palpo formado por 4 artejos (el artejo 4° y 5° están fusionados) (Fig. 164). Ala carente de vena r-m. Alas sin macrotricos ni microtricos. Cercos anales muy desarrollados y largos (Fig. 165)
 *Leptoconops noei* Clastrier & Coluzzi, 1973). (LÁMINA 6).
 - Ojos nunca tan separados, con sutura frontal. Antenas con 13 artejos flagelares. Palpo formado generalmente por 5 artejos. Ala con vena r-m. Macrotricos y microtricos variables. Cercos nunca tan largos ni tan desarrollados. 2

2. Empodio bien desarrollado y conspicuo (Fig. 140). Uñas moderadamente curvadas e iguales en longitud. Especies frecuentemente con abundantes macrotricos. Con mucrón característico en el artejo antenal 15 (Fig. 158) 3
 - Empodio pequeño o vestigial (Fig. 87). Uñas con características variables. Sin mucrón en el artejo antenal 15, o si lo posee, como algunas especies del género *Dasyhelea*, no tiene constricción en la base (Fig. 154)..... 4

3. Macrotricos largos, gruesos y muy abundantes por toda el ala (Fig. 159). Microtricos pequeños. Margen alar con varias filas de setas. Artejos antenales basales y distales similares, frecuentemente con formas redondeadas, aunque los distales suelen ser más alargados (Fig. 157)
 *Forcipomyia* sp. (LÁMINA 5).
 - Macrotricos ni tan abundantes ni tan desarrollados (Fig. 139). Microtricos grandes y abundantes. Margen alar simple con una sola fila de setas, alternando setas largas y cortas. Artejos basales redondeados y los distales son alargados (tres veces más largos que anchos). (Fig. 138).....
 *Atrichopogon* sp. (LÁMINA 2).

4. Empodio pequeño o vestigial. Todas las uñas de los tres pares de patas son pequeñas y ligeramente curvadas e iguales. Sin una fila de cerdas alineada en el primer tarso posterior, las cerdas se sitúan dispersas, sin formar un ribete lineal (Fig. 92-93) 5
 - Empodio de desarrollo variable. Uñas de diferentes manera, bien desarrolladas-grandes y generalmente desiguales en al menos un par de patas. Con una o varias filas de cerdas alineadas en el primer tarso posterior (Fig. 147ab). Frecuentemente con espinas en el tórax (Fig. 167) 6

5. Empodio pequeño. Mandíbulas no funcionales, con sedas pilosas en lugar de dientes (Fig. 150). Segmentos del abdomen esclerotizados. Ojos con ligera pubescencia. Artejos antenales de superficie rugosa (Fig. 153). Tercer artejo palpar con las sensilas libres, no insertadas en una foseta sensorial (Fig. 152). Algunas especies con mucrón en el último artejo antenal, pero sin constricción en la base (Fig. 154). Sin sensilas celocónicas
..... *Dasyhelea* sp. (LÁMINA 4).
 - Empodio vestigial, apenas perceptible. Segmentos del abdomen sin dicha esclerotización. Ojos sin pubescencia, excepto (*C. comosioculatus* y *C. chiopterus*). Artejos antenales de superficie lisa. Tercer artejo palpar con una o varias fosetas donde se insertan sensilas. Sin mucrón antenal. Con sensilas celocónicas de distribución variable
..... *Culicoides* sp. (LÁMINAS 9-55).

6. Patas anteriores y medias con uñas muy desiguales (Fig. 174). Artejos antenales con ornamentaciones distales. Espermatecas con forma característica (ovaladas, de superficie distal-medial punteada, pedicelo largo y estrecho, con ornamentaciones lineales cortas longitudinales rodeando la base de la espermateca) y con el noveno esternito con dos pequeñas proyecciones convergentes afiladas (Fig. 173). Con cuatro setas largas en el décimo esternito..... *Kolenhelea calcarata* (LÁMINA 8).
 - Patas anteriores y medias con uñas iguales o ligeramente desiguales. Resto de caracteres con otras características 7

7. Ojos con pubescencia. Con o sin ornamentaciones antenales en los artejos distales (Fig. 144). Uñas de las patas posteriores bien desarrolladas y de tamaño similar *Ceratopogon* sp. (LÁMINA 3).
 - Sin pubescencia ocular. Sin ornamentaciones distales. Con uña única muy larga acompañada de un pequeño divertículo en las patas posteriores..... 8

8. Patrón alar con manchas características (Fig. 136). Tarsos de las patas posteriores con espinas conspicuas, largas y bien quitinizadas (Fig. 137). Espermatecas de tamaño medio
..... *Allohelea tessellata* Zetterstedt, 1850 (LÁMINA 1).
 - Sin patrón alar, alas transparentes sin manchas (Fig. 169). Tarsos sin dichas espinas conspicuas (Fig. 170). Espermatecas bastante pequeñas
..... *Shizhelea* sp. (LÁMINA 7).

Nota: En la Península Ibérica se conocen un total de 19 géneros de Ceratopogónidos englobados en cuatro subfamilias: Forcipomyinae que incluye los géneros *Atrichopogon* y *Forcipomyia*, Dasyheleinae con el género *Dasyhelea*, Ceratopogoninae que incluye las tribus Ceratopogonini, Culicoidini, Heteromyiini, Palpomyiini y Shaeromiini, y por último la subfamilia Leptocnopininae que incluye el género *Leptoconops*.

CLAVE DICOTÓMICA DE IDENTIFICACIÓN DE HEMBRAS DEL GÉNERO *CULICOIDES* DEL PAÍS VASCO (INSECTOS EN PREPARACIONES MICROSCÓPICAS)

1. Con una espermateca funcional (Fig. 230)..... 2
 - Con dos o tres espermatecas funcionales (Fig. 211; 540)..... 6
2. Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14. Palpo maxilar con el 3^{er} artejo voluminoso y con una foseta sensorial grande y profunda de contorno definido (Fig. 227). Presencia de ornamentación post-faríngea (Fig. 229).....
 - *C. circumscriptus* Kieffer, 1918 (LÁMINA 14).
 - Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 8 al 10. Palpo con el 3^{er} artejo no voluminoso y con una foseta sensorial pequeña-moderada poco profunda. Ausencia de ornamentación post-faríngea..... 3
3. Ala transparente con una mancha oscura prominente en la región radial (Fig. 294)..... 4
 - Ala con un patrón de manchas evidente (Fig. 286)..... 5
4. Espermateca con forma arriñonada (Fig. 293). Abertura de la espermateca ancha. Halterios de coloración grisácea (Fig. 292).....
 - *C. parroti* Kieffer, 1922 (LÁMINA 23).
 - Espermateca con forma esférica y ápice digitiforme (Fig. 310). Abertura de la espermateca estrecha. Halterios de coloración pálida (Fig. 309).....
 - *C. stigma* Meigen, 1818 (LÁMINA 25).
5. Espermateca con forma de retorta. Cuello de unión al conducto genital ensanchado (Fig. 287)..... *C. nubeculosus* (Meigen, 1830) (LÁMINA 22).
 - Espermateca con forma de maza. Cuello de unión al conducto genital no ensanchado (Fig. 303)..... *C. riethi* Kieffer, 1914 (LÁMINA 24).
6. Tres espermatecas funcionales, siempre con forma arriñonada (Fig. 540).....
 - *C. tauricus* Gutsevich, 1959 (LÁMINA 55).
 - Dos espermatecas funcionales, si fueran tres nunca con forma arriñonada..... 7
7. Ojos juntos (Fig. 198)..... 8
 - Ojos separados (Fig. 289)..... 18

8. Tercer artejo del palpo maxilar con una foseta sensorial, circular, de diámetro pequeño-moderado y profundidad variable (Fig. 189)..... 9
 - Tercer artejo del palpo siempre con varias fosetas, de diámetro y distribución variable (Fig. 262)..... 12
9. Ojos con pubescencia inter-omatidial (Fig. 177).....
 - *C. chiopterus* (Meigen, 1830) (LÁMINA 9).
 - Ojos sin pubescencia inter-omatidial..... 10
10. Antenas provistas de sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 11 al 15, ocasionalmente en el artejo 11. Patrón alar con manchas bien definidas y de contorno nítido (Fig. 200). Celda R_5 con una mancha en forma de «diábolo» bien definida..... *C. imicola* Kieffer, 1913 (LÁMINA 11).
 - Antenas provistas de sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 11 al 15. Patrón alar con machas difusas y de contorno poco nítido (Fig. 210). Sin dicha mancha o con otra forma 11
11. Ala con manchas poco marcadas (Fig. 190). Espermatecas de talla desigual (Fig. 191). Triángulo superior de setas quéticas frontales de la cabeza formando un triángulo isósceles (Fig. 188).....
 - *C. dewulfi* Goetghebuer, 1936 (LÁMINA 10).
 - Ala con manchas moderadamente marcadas (Fig. 210). Espermatecas de talla igual (Fig. 211). Triángulo superior de setas quéticas frontales de la cabeza formando un triángulo equilátero (Fig. 208).....
 - *C. scoticus* Downes & Kettle, 1952 (LÁMINA 13) y *C. obsoletus* (Meigen, 1818) (LÁMINA 12)*.
12. Presencia de ornamentación cibarial (Fig. 239).....
 - ... *C. fagineus* Edwards, 1939 (LÁMINA 15)** y *C. subfagineus* Delecolle & Ortega, 1998.
 - Ausencia de ornamentación cibarial..... 13
13. Bordes distales de las venas m_1 , m_2 y cu_1 pálidos, pero siempre existe color oscuro rodeando la areola pálida (Fig. 263) 14
 - Bordes distales de las venas m_1 , m_2 y cu_1 coloreados, o si son pálidos no existe una areola pálida, sino que el color oscuro no llega al borde alar (Fig. 257; 245)..... 15
14. Ala con una mancha oscura alargada en la base de la vena m_2 que frecuentemente está tan desarrollada que une las venas m_2 y m_1 (Fig. 263)
 - *C. newsteadi* Austen, 1921 (LÁMINA 19).
 - Ala con una mancha corta en la base de la vena m_2 , sin unión a otras venas (Fig. 276; 278)..... *C. punctatus* (Meigen, 1804) (LÁMINA 21).

15. Patrón alar similar a *C. newsteadi* pero sin color oscuro rodeando las areolas pálidas de los bordes distales m_1 , m_2 y cu_1 (Fig. 245). Color del cuerpo y de las patas amarillento, especialmente las pleuras y el mesonoto *C. flavipulicaris* Dhafarov, 1964 (LÁMINA 16).
 – Patrón alar diferente. Color del cuerpo sin esas características 16
16. Ala con mancha oscura en la celda cubital (Fig. 258). Presencia de sensilas celocónicas en los artejos 11, 12 y 13 17
 – Ala frecuentemente sin dicha mancha aunque en ocasiones puede tenerla. Ausencia de sensilas celocónicas en alguno de los artejos del 11 al 13. Frecuentemente falta en el artejo 12 (Fig. 252). Ala que recuerda a *C. fagineus* (Fig. 251)..... *C. impunctatus* Goetghebuer, 1920 (LÁMINA 17).
17. Ala clara con manchas oscuras definidas y pequeñas. Celda anal clara con dos manchas oscuras puntiformes (Fig. 268).....
 *C. pulicaris* (Linnaeus, 1758) (LÁMINA 20).
 – Ala clara con manchas indefinidas y grandes. Celda anal con una mancha oscura irregular (Fig. 258)
 *C. lupicaris* Downes & Kettle, 1952 (LÁMINA 18).
18. Presencia de ornamentación cibarial (Fig. 390).....
 *C. heliophilus* Edwards, 1921 (LÁMINA 35).
 – Ausencia de ornamentación cibarial..... 19
19. Alas claras sin manchas (Fig. 478) o en su defecto, con algún esbozo de manchas oscuras (Fig. 327).....20
 – Alas grises o castañas, con manchas claras de distribución variable (Fig. 318) 24
20. Ojos fuertemente pubescentes (Fig. 351).....
 *C. comosioculatus* Tokunaga, 1956 (LÁMINA 30).
 – Ojos no pubescentes o débilmente pubescentes..... 21
21. Antena con sensilas celocónicas de los artejos 3 al 10. Artejos antenales basales esféricos, más anchos que largos (Fig. 533). Palpos voluminosos (Fig. 528). Ojos ampliamente separados (Fig. 527)
 *C. minutissimus* (Zetterstedt, 1855) (LÁMINA 54).
 – Antena con sensilas celocónicas de distribución diferente. Sin tales características 22
22. Alas de fondo claro o transparente. Sensilas celocónicas siempre en los artejos 11 al 1523

- Alas de fondo gris o castaño homogéneo en toda el ala (**Fig. 423**). Sensilas celocónicas en los artejos 3, 7, 9, 13, 14, 15 y variable en 5 y 12
..... *C. paradisionensis* Boorman, 1988 (LÁMINA 40).
- 23. Ala con tres manchas pequeñas, sombrías: una conspicua ocupando el área bajo las celdas radiales, otra diminuta en la parte distal de las venas cu_1 y otra más acusada en cu_2 (**Fig. 327**). Tercer artejo del palpo maxilar con pequeñas depresiones sensoriales alrededor de una foseta grande (**Fig. 326**). Artejos antenales 9 y 10 dicromáticos, (mitad castaño y mitad amarillo) (**Fig. 328**) *C. brunnicans* Edwards, 1939 (LÁMINA 27).
 - Ala sin manchas sombrías (**Fig. 478**). Tercer artejo del palpo con una foseta grande de contorno muy irregular (**Fig. 479**). Artejos antenales 9 y 10 monocromáticos (castaños). (**Fig. 480**)
..... *C. vexans* (Staeger, 1839) (LÁMINA 48).
- 24. 2º celda radial (R_2) del ala englobada por una mancha clara (**Fig. 428**) 25
 - 2º celda (R_2) enteramente oscura (**Fig. 396**) o en su defecto, solamente con el ápice pálido (**Fig. 385**) 27
- 25. Antena sin sensilas celocónicas en los artejos 4 al 10. Sensilas celocónicas de los artejos 11 al 15 atrofiadas (**Fig. 59; 439**). Palpo con el 3^{er} artejo no engrosado y con una o varias fosetas sensoriales de contorno indefinido (**Fig. 436**). Ala con manchas claras poco definidas (**Fig. 437**). Celda basal sin macrotricos *C. poperinghensis* Goetghebuer, 1953 (LÁMINA 42).
 - Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Sensilas celocónicas de los artejos 11 al 15 normales (**Fig. 58**). Palpo con el 3^{er} artejo engrosado y con una foseta sensorial circular de contorno definido (**Fig. 466**). Ala con manchas claras nítidas. Celda basal con macrotricos 26
- 26. Manchas apicales de las celdas M_1 , M_2 y Cu no circulares, interrumpidas por el margen alar (**Fig. 428**) *C. pictipennis* (Staeger, 1839) (LÁMINA 41).
 - Manchas apicales de las celdas M_1 , M_2 y Cu circulares, no interrumpidas por el margen alar (**Fig. 473**) *C. univittatus* Vimmer, 1932 (LÁMINA 47).
- 27. Antena sin sensilas celocónicas en los artejos 11 al 15 28
 - Antena con sensilas celocónicas en algunos o todos los artejos del 11 al 15 29
- 28. Ala con manchas en la parte distal de las celdas R_5 , M_1 , M_2 , Cu, An (**Fig. 411**). Tercer artejo del palpo maxilar voluminoso con una foseta sensorial grande de contorno definido y poco profunda (**Fig. 409**)
..... *C. longipennis* Khalaf, 1957 (LÁMINA 38).

- Ala sin manchas en la parte distal de las celdas R_{5r} , M_1 , M_2 , pero presentes en Cu y An (Fig. 454). Tercer artejo del palpo voluminoso con una foseta sensorial muy profunda (Fig. 453). *C. semimaculatus* Clastrier, 1958 (LÁMINA 29).
- 29. Ala con manchas claras en la parte distal de las celdas R_{5r} , M_1 y M_2 (Fig. 336) 30
 - Ala sin manchas claras en la parte distal de las celdas R_{5r} , M_1 y M_2 (Fig. 396) 37
- 30. Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3, y del 11 al 15..... 31
 - Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15 o del 3 al 14. 32
- 31. Ornamentación post-faríngea formada por diminutos puntos dispersos, a veces difíciles de percibir (Fig. 459).....
 - *C. shaklawensis* Khalaf, 1957 (LÁMINA 45).
 - Ornamentación post-faríngea con 5 a 8 cerdas conspicuas (Fig. 347).....
 - *C. clastrieri* Callot, Kremer & Dedit, 1962 (LÁMINA 29).
- 32. Parte medial de la vena m_1 con una pequeña mancha clara (Fig. 362b). Presencia de ornamentación post-faríngea con 3 a 5 cerdas conspicuas (Fig. 360)
 - *C. festivipennis* Kieffer, 1914 (LÁMINA 31).
 - Parte medial de la vena m_1 sin una mancha clara. Ausencia de ornamentación post-faríngea 33
- 33. Presencia de sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14 (Fig. 386). Foseta sensorial de contorno irregular (Fig. 384)
 - *C. griseidorsum* Kieffer, 1818 (LÁMINA 34).
 - Presencia de sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15, siendo variable en el artejo 10. Foseta sensorial de contorno circular y bien delimitado 34
- 34. Parte basal de la celda M_1 con una mancha clara aislada (Fig. 336)..... 35
 - Parte basal de la celda M_1 sin una mancha clara aislada (Fig. 318) 36
- 35. Presencia de sensila celocónica en el artejo 10
 - *C. geigelensis* Dzhafarov, 1964 (LÁMINA 33).
 - Ausencia de sensila celocónica en el artejo 10
 - *C. cataneii* Clastrier, 1957 (LÁMINA 28).
- 36. Mancha grande clara que el ocupa área 1, vena r-m, y continúa por M hasta la parte basal de M_2 . Mancha sobre el área 2 grande (Fig. 465). Ojos moderadamente separados (Fig. 463). Índice antenal $IA < 1,5$
 - *C. simulator* Edwards, 1939 (LÁMINA 46).

- Mancha clara no tan grande y de contorno más definido, que ocupa el área 1, r-m hasta M. En ocasiones, la mancha del área 1 y r-m está separada de la de M. Mancha sobre el área 2 más pequeña (**Fig. 318**). Ojos levemente separados (**Fig. 316**). $IA > 1,5$... *C. alazanicus* Dzhafarov, 1961 (LÁMINA 26).
- 37. Antena con sensilas celocónicas en *al menos* los artejos 3, y del 7 al 14. Palpos voluminosos con una foseta de contorno regular bien definida (**Fig. 403**) 38
 - Antena con las sensilas celocónicas distribuidas de diferente manera. Palpos nunca tan voluminosos (**Fig. 506**) 40
- 38. Antena sin sensilas celocónicas en los artejos 4 y 15. En ocasiones, la sensila de los artejos 5 y/o 6 falta en una o en las dos antenas. Presencia de dos manchas claras poco aparentes en la parte basal de M_1 y M_2 (**Fig. 405**) *C. kurensis* Dzhafarov, 1960 (LÁMINA 37).
 - Antena con sensilas celocónicas en todos los artejos del 3 al 14, variable en el artejo 15. Ausencia de manchas en M_1 y M_2 39
- 39. Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14 (**Fig. 418**). Tercer artejo del palpo maxilar voluminoso y castaño oscuro (ejemplares en alcohol). Éste presenta una foseta circular pequeña-mediana con aspecto de cono truncado que se ensancha hacia el interior del palpo (**Fig. 416**). Espermatecas fuertemente quitinizadas (**Fig. 419**) *C. odiatus* Austen, 1921 (LÁMINA 39).
 - Antenas con sensilas celocónicas de los artejos 3 al 15. Tercer artejo del palpo menos voluminoso y castaño claro (ejemplares en alcohol). Éste presenta una foseta circular grande de contorno bien delimitado y no muy profundo (**Fig. 395**). Espermatecas moderadamente quitinizadas (**Fig. 397**). ... *C. kibunensis* Tokunaga, 1937 (LÁMINA 36).
- 40. Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y un artejo o varios artejos con sensilas celocónicas del 4 al 10 41
 - Antenas con sensilas celocónicas exclusivamente en los artejos 3 y del 11 al 15 44
- 41. Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3, 5, 7, 9 y del 10 al 14, variable en 5 y 6. Ala de fondo castaño donde se perciben manchas claras distribuidas en varias regiones del ala (recuerda a *C. poperhingensis*) (**Fig. 448; 450**). Palpo levemente engrosado con fosetas variables, puede observarse una foseta única muy irregular y ocasionalmente dos o tres fosetas superficiales de contorno redondeado bien delimitado (**Fig 446; 447**) *C. santonicus* Callot, Kremer, Rault & Bach, 1966 (LÁMINA 43).

42. Con otras características 43
43. Antena con sensilas celocónicas **siempre** en los artejos 3, 7, 9, 13, 14, 15, ocasionalmente en 5 y 12. Nunca hay sensilas celocónicas en el artejo 11. Alas castañas claras sin manchas, o si las tuviera son difusas e inapreciables en la vena r-m y área 2 (Fig. 423). Tercer artejo palpar levemente engrosado con una foseta circular bien delimitada y de tamaño medio (Fig. 422).....
..... *C. paradisionensis* Boorman, 1988 (LÁMINA 40).
- Antena con sensilas celocónicas **siempre** en los artejos 3 y del 11 al 15 y en uno o varios artejos del 7 al 10 (Fig. 368). Alas castañas oscuras grandes con manchas sobre la vena r-m y sobre el área 2 (Fig. 367). Tercer artejo palpar subcilíndrico con una foseta sensorial o con varias pequeñas (Fig. 366).....
..... *C. furcillatus* Callot, Kremer & Paradis, 1962 (LÁMINA 32).
44. Presencia de dos espinas en el 4º tarsómero de las patas mediales (Fig. 489). Alas castañas. Ejemplares de tamaño grande (> 2 mm). 45
- Ausencia de espinas en el 4º tarsómero (Fig. 508). Alas castañas o castañas claras. Ejemplares de tamaño menor (1,5 mm aprox.) 46
45. Alas con dos manchas, situadas sobre el área r-m y sobre el área 2. Ausencia de manchas en la celda M₂ y An (Fig. 488). Celda basal sin macrotricos
..... *C. achrayi* Kettle & Lawson, 1955 (LÁMINA 49).
- Alas con tres manchas, situadas sobre la vena r-m extendiéndose a la celda M (en ocasiones pueden formar dos manchas) y en la celda An y área 2 (Fig. 498). Celda basal con abundantes macrotricos (Fig. 499).....
..... *C. fascipennis* (Staeger, 1939) (LÁMINA 50).
46. Alas con manchas al menos en las celdas An y Cu. Alas castañas claras con manchas claras, una en la vena r-m y otra en el área 2..... 47
- Alas sin manchas en las celdas An y Cu. Alas claras con manchas difusas, una en la vena r-m y otra en el área 2 (Fig. 507)
..... *C. pallidicornis* Kieffer, 1919 (LÁMINA 51).
47. Ala con manchas claras en las celdas An, Cu y otra difusa en M₂ (Fig. 524).
..... *C. subfasciipennis* Kieffer, 1919 (LÁMINA 53).
- Ala con manchas claras en las celdas An, Cu, M₂, M₁ y en ocasiones en R₅ (Fig. 516). *C. picturatus* Kremer & Deduit, 1961 (LÁMINA 52).

NOTA: * *C. scoticus* /*C. obsoletus*: Hasta hace poco sólo eran identificables con seguridad recurriendo a técnicas moleculares basadas en la subunidad I de la Citocromo Oxidasa Mitocondrial (COI) (Pagés & Sarto i Monteys, 2005; Nolan et al. 2007) o mediante la secuenciación del espacio transcrito del núcleo interno (Cêtre-Sossah et al. 2004). Desde el punto de vista morfológico, Delécolle (1985) sugirió medidas de las espermatecas así como las formas de las placas genitales para su diferenciación; asimismo, Glukhova (2005) propuso medidas biométricas para la diferenciación de ambas especies. Recientemente, Augot et al. (2010) han propuesto que *C. obsoletus* y *C. scoticus* pueden distinguirse morfológicamente con precisión basándose en cuatro variables: anchura entre las placas quitinosas, longitud y anchura de la espermateca 1 y longitud de la espermateca 2.

C. scoticus: Longitud espermateca 1: Media (μm): 61.08 (53.87-67.43).

Longitud espermateca 2: Media (μm): 61.09 (53.61-70.5).

Anchura espermateca 1: Media (μm): 41.43 (36.32-45.90).

Anchura placas quitinosas: Media (μm): 22.41 (9.63-29.81).

C. obsoletus: Longitud espermateca 1: Media (μm): 47.79 (37.67-56.61).

Longitud espermateca 2: Media (μm): 46.82 (35.48-60.59).

Anchura espermateca 1: Media (μm): 33.30 (24.41-38.18).

Anchura placas quitinosas: Media (μm): 11, 77 (5.37-16.10).

****** *C. fagineus* /*C. subfagineus*: Delécolle & Ortega (1998) proponen varios caracteres para su identificación basados en la longitud intraocular, índice antenal, coloración del mesonoto, escutelo, y forma de las manchas de los ápices del ala.

CLAVE DICOTÓMICA DE IDENTIFICACIÓN DE MACHOS DEL GÉNERO *CULICOIDES* DEL PAÍS VASCO (INSECTOS EN PREPARACIONES MICROSCÓPICAS)

1. Parámetros fusionados en su región central o en su zona basal (Fig. 296) 2
 - Parámetros separados, o bien fusionados por una sutura fina apenas visible (Fig. 379)..... 5
2. Ala transparente con una mancha oscura prominente en la región radial (Fig. 295)..... 3
 - Ala con un patrón de manchas diferenciado 4
3. Noveno terguito con dos lóbulos accesorios conspicuos (Fig. 315). Noveno esternito escotado con la membrana basal espiculada (Fig. 313)..... *C. stigma* Meigen, 1818 (LÁMINA 25).
 - Noveno terguito sin lóbulos accesorios (Fig. 297). Noveno esternito poco escotado o convexo, sin membrana basal espiculada (Fig. 298)..... *C. parroti* Kieffer, 1922 (LÁMINA 23).
4. *Aedeagus* con su parte apical acabada en dos puntas convergentes y que forman a su vez una semi-esfera bajo éstas (Fig. 288) *C. nubeculosus* (Meigen, 1830)(LÁMINA 22).
 - *Aedeagus* con su parte apical acabada en dos puntas paralelas que forman una escotadura entre ellas (Fig. 304) *C. riethi* Kieffer, 1914 (LÁMINA 24).
5. Cara interna de la parte media-basal del estilo basal con numerosas cerdas gruesas, cortas y aserradas (Fig. 270) 6
 - Cara interna de la parte media-basal del estilo basal sin cerdas, o si las hay, sin tales características 12
6. Presencia de ornamentación cibarial y de dos lóbulos accesorios en el noveno terguito (Fig. 241)..... *C. fagineus* Edwards, 1939 (LÁMINA 15) y *C. subfagineus* Delecolle & Ortega, 1998*
 - Ausencia de ornamentación cibarial y de lóbulos accesorios 7
7. Bordes distales de las venas m_1 , m_2 y cu_1 pálidos, pero siempre existe color oscuro rodeando la areola pálida (Fig. 279) 8

- Bordes distales de las venas m_1 , m_2 y cu_1 oscuros, o si son pálidos no existe una areola pálida, sino que el color oscuro no llega al borde alar..... 9
- 8. Ala provista de una mancha alargada en la base de la vena m_2 , que frecuentemente está tan desarrollada que une las venas m_2 y m_1
..... *C. newsteadi* Austen, 1921 (LÁMINA 19).
 - Ala provista de una mancha corta en la base de la vena m_2 , sin unión a otras venas (Fig. 279) *C. punctatus* Meigen, 1804 (LÁMINA 21).
- 9. Procesos apicolaterales divergentes (Fig. 247). Patrón alar similar a *C. newsteadi* pero sin areolas blanquecinas en las ápices de las venas del borde alar. Parámetros tiesos, no decaídos. Cuerpo amarillento.....
..... *C. flavipulicaris* Dhafarov, 1964 (LÁMINA 16).
 - Procesos apicolaterales no divergentes, frecuentemente convergentes (Fig. 254). Patrón alar diferente. Parámetros decaídos, apuntando hacia abajo. Color variable, pero nunca tan amarillento 10
- 10. Sin sensila celocónica en el artejo 13. Patrón alar similar a *C. fagineus*. Frecuentemente sin mancha oscura en la celda Cu. Coxito ventral del apodema poco desarrollado e imperceptible (Fig. 254)
..... *C. impunctatus* Goetghebuer, 1920 (LÁMINA 17).
 - Frecuentemente con sensila celocónica en el artejo 13. Patrón diferente, con mancha oscura en la celda Cu. Coxito ventral perceptible y afilado.....
..... 11
- 11. Ala clara con manchas oscuras definidas y pequeñas. Celda anal clara presentando dos manchas oscuras puntiformes
..... *C. pulicaris* (Linnaeus, 1758) (LÁMINA 20).
 - Ala con manchas indefinidas y grandes. Celda anal presentando una mancha oscura irregular *C. lupicaris* Downes & Kettle, 1952 (LÁMINA 18).
- 12. Estilo basal con los apodemas ventrales provistos de un coxito (ventral) (Fig. 233)..... 13
 - Estilo basal provisto de dos coxitos (ventral y dorsal) 14
- 13. Ala con numerosas manchas (Fig. 231). Membrana basal espiculada (Fig. 235). Ojos no pubescentes.... *C. circumscriptus* Kieffer, 1918 (LÁMINA 14).
 - Ala sin manchas (Fig. 353). Membrana basal no espiculada (Fig. 355). Ojos fuertemente pubescentes (Fig. 351).....
..... *C. comosioculatus* Tokunaga, 1956 (LÁMINA 30).

14. Alas claras sin manchas (Fig. 532) , o en su defecto con algún esbozo de manchas oscuras (Fig. 330) 15
- Alas grises o castañas, con manchas claras de distribución variable (Fig. 339) 21
15. Parámetros con aspecto de bastón, gruesos y siguiendo una trayectoria más o menos recta (Fig. 544). Procesos apicolaterales extremadamente finos, largos y puntiagudos (Fig. 543)..... *C. tauricus* Gutsevich, 1959 (LÁMINA 55).
- Parámetros y procesos apicolaterales sin tales características 16
16. Coxito ventral del estilo basal con forma de «zapato» (Fig. 332). *Aedeagus* con dos apéndices laterales en su parte media o basal (Fig. 333) 17
- Coxito ventral del estilo basal diferente. *Aedeagus* sin apéndices 19
17. Ala sin manchas. Parámetros delgados, sólo forman giros en su parte final, punta de los parámetros sin cerdas (Fig. 483) *C. vexans* (Staeger, 1839) (LÁMINA 48).
- Ala con manchas sombreadas o con esbozos de manchas. Parámetros gruesos que forman tres triples torsiones en su trayectoria 18
18. Ala con tres manchas concretas, pequeñas y sombrías: una conspicua ocupando el área bajo las celdas radiales, otra diminuta en la parte distal de las venas cu_1 y otra más acusada en cu_2 (Fig. 330). Cuerpo del *aedeagus* con dos apéndices laterales que emergen de la base del cuerpo. Ápice del *aedeagus* convexo (Fig. 333)..... *C. brunnicans* Edwards, 1939 (LÁMINA 27).
- Ala con manchas de distribución y forma diferente. Cuerpo del *aedeagus* con dos apéndices laterales que emergen de la parte media del cuerpo. Ápice del *aedeagus* cóncavo (Fig. 451) *C. santonicus* Callot, Kremer, Rault & Bach, 1966 (LÁMINA 43).
19. *Aedeagus* con aspecto de «Y» invertida bien engrosado en todo su contorno (Fig. 425) *C. paradisionensis* Boorman, 1988 (LÁMINA 40).
- *Aedeagus* sin esa forma, cuerpo del *aedeagus* cuadrangular y/o triangular y pequeño (Fig. 393) 20
20. Los parámetros se cruzan y terminan en una estructura en forma de peine (Fig. 535). Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3, y del 7 al 11. Noveno terguito recto sin escotadura (Fig. 534). La membrana basal en ocasiones puede presentar algunas espículas (Fig. 535)..... *C. minutissimus* (Zetterstedt, 1855) (LÁMINA 54).

- Los parámetros no se cruzan y tienen los ápices curvos y en punta. Antena con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 13 al 15. Noveno terguito con escotadura. Membrana basal sin espículas (Fig. 393).....
..... *C. heliophilus* Edwards, 1921 (LÁMINA 35).
- 21. Noveno terguito sin procesos apicolaterales, o si existen son pequeños y redondeados. Antena con el artejo 13 provisto de una sensila quetiforme en la zona media y con dos o tres en la base (Fig. 134a)..... 22
 - Noveno terguito con procesos apicolaterales de desarrollo variable. Antena con el artejo 13 sin sensila quetiforme en la zona media y con 4 o más en la base (Fig. 134b) 26
- 22. Ojos con pubescencia inter-omatidial (Fig. 182). Noveno terguito con dos pequeños procesos apicolaterales (Fig. 186)
..... *C. chiopterus* (Meigen, 1830) (LÁMINA 9).
 - Ojos sin pubescencia inter-omatidial. Noveno terguito sin procesos apicolaterales (Fig. 216) 23
- 23. Noveno esternito dividido en dos partes independientes (Fig. 224)
..... *C. scoticus* Downes & Kettle, 1952 (LÁMINA 13).
 - Noveno esternito surcado, pero no separado en dos partes (Fig. 215).... 24
- 24. Aedeagus sin una estructura membranosa que conecte sus brazos laterales. Noveno esternito con una escotadura profunda casi llegando a partirlo en dos (Fig. 215). Membrana basal no espiculada.....
.....*C. obsoletus* (Meigen, 1818) (LÁMINA 12).
 - Aedeagus con una estructura membranosa que conecta los brazos laterales (Fig. 197). Noveno esternito con una escotadura de forma anular (Fig. 204). Membrana basal espiculada (Fig. 197)..... 25
- 25. Noveno terguito presentando dos convexidades apicolaterales anchas, cortas (Fig. 207). Borde apical de superficie lisa. Patrón alar con manchas bien definidas y de contorno nítido (Fig. 203).....
..... *C. imicola* Kieffer, 1913 (LÁMINA 11).
 - Noveno terguito más o menos recto y con el borde apical de superficie escamosa (Fig. 196). Patrón alar con manchas difusas y de contorno borroso (Fig. 193)..... *C. dewulfi* Goetghebuer, 1936 (LÁMINA 10).
- 26. Membrana basal no espiculada (Fig. 444) 27
 - Membrana basal espiculada (Fig. 494) 40
- 27. Segunda celda radial (R_2) del ala englobada por una mancha clara 28
 - Segunda celda (R_2) enteramente oscura o en su defecto solamente con el ápice pálido..... 30

28. Procesos apicolaterales delgados; sutura central imperceptible (Fig. 443). Parámetros unidos en su parte medial-basal por una estructura quitinosa muy poco desarrollada, inconspicua (Fig. 442). *Aedeagus* rectangular o trapezoidal pero nunca tan largo (Fig. 444).....
 *C. poperinghensis* Goetghebuer, 1953 (LÁMINA 42).
 – Procesos apicolaterales gruesos; sutura central aparente (Fig. 432). Parámetros separados en su totalidad (Fig. 432). *Aedeagus* largo y rectangular (Fig. 433)..... 29
29. Manchas apicales de las celdas M_1 , M_2 y Cu no circulares, interrumpidas por el margen alar (Fig. 431)*C. pictipennis* (Staeger, 1939) (LÁMINA 41).
 – Manchas apicales de las celdas M_1 , M_2 y Cu circulares, no interrumpidas por el margen alar *C. univittatus* Vimmer, 1932 (LÁMINA 47).
30. Parámetros con una estructura provista de dientes y con aspecto de peine (Fig. 456).....31
 – Parámetros sin dicha estructura dentada..... 32
31. Ápice del ala sin manchas en R_5 , M_1 y M_2 . *Aedeagus* con protuberancias a lo largo de su estructura (Fig. 456)
 *C. semimaculatus* Clastrier, 1958 (LÁMINA 44).
 – Ápice de ala con manchas en R_5 , M_1 y M_2 entre otras. Cuerpo del *aedeagus* sin protuberancias (Fig. 413) *C. longipennis* Khalaf, 1957 (LÁMINA 38).
32. Ala sin manchas claras en la parte distal de las celdas R_5 , M_1 y M_2 (Fig. 398) 33
 – Ala con manchas claras en la parte distal de las celdas R_5 , M_1 y M_2 (Fig. 339)34
33. Procesos apicolaterales ampliamente separados. Apodemas ventrales cortos. Cuerpo del *aedeagus* con aspecto trapezoidal (Fig. 407)
*C. kurensis* Dzhafarov, 1960 (LÁMINA 37).
 – Procesos apicolaterales moderadamente separados (Fig. 399). Apodemas ventrales largos, casi llegando a juntarse. Cuerpo del *aedeagus* con aspecto rectangular (Fig. 401)..... *C. kibunensis* Tokunaga, 1937 (LÁMINA 36).
34. Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal-cuadrangular o bien triangular terminado en una prolongación en punta. Parte basal de la célula M_1 con una mancha clara aislada 35
 – Cuerpo del *aedeagus* rectangular. Parte basal de la célula M_1 con o sin una mancha clara aislada 38
35. Cuerpo del *aedeagus* triangular terminado en una prolongación en punta (Fig. 462)*C. shaklawensis* Khalaf, 1957 (LÁMINA 45).
 – Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal..... 36

36. Parte medial de la vena m_1 sin una mancha clara (Fig. 339). Ausencia de ornamentación faríngea. El extremo final del *aedeagus* finaliza paralelamente (Fig. 342)..... *C. cataneii* Clastrier, 1957(LÁMINA 28).
- Parte medial de la vena m_1 con una mancha clara pequeña (Fig. 362b). Presencia de ornamentación faríngea con 3-8 cerdas post-faríngeas. El extremo final del *aedeagus* finaliza convergentemente (Fig. 364)..... 37
37. Presencia de sensilas celocónicas en los artejos 4 al 10 (excepcionalmente ausente en alguno de ellos). Ala con 3 manchas separadas o una trilobulada en M (Fig. 362a) *C. festivipennis* Kieffer, 1914 (LÁMINA 31).
- Ausencia de sensilas celocónicas en los artejos del 4 al 10. Ala con una mancha alargada horizontal en M
.....*C. clastrieri* Callot, Kremer & Deduit, 1962 (LÁMINA 29).
38. Parte basal de la celda M_1 con una mancha clara aislada
.....*C. gejelensis* Dzhafarov, 1964 (LÁMINA 33).
- Parte basal de la celda M_1 sin mancha..... 39
39. Mancha grande clara que ocupa el área 1, vena r-m, y continúa por M hasta la parte basal de M_2 . Mancha sobre el área 2 grande (Fig. 468).....
.....*C. simulator* Edwards, 1939 (LÁMINA 46).
- Mancha clara no tan grande que ocupa el área 1, r-m hasta M. Mancha sobre el área 2 más pequeña (Fig. 320)
.....*C. alazanicus* Dzhafarov, 1961 (LÁMINA 26).
40. Membrana basal débilmente espiculada. Cuerpo del *aedeagus* rectangular (Fig. 372). Procesos apicolaterales largos y puntiagudos. Noveno terguito recto, no surcado (Fig. 371).....
.....*C. furcillatus* Callot, Kremer & Paradis, 1962 (LÁMINA 32).
- Membrana basal fuertemente espiculada (Fig. 494). Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal (Fig. 494). Procesos apicolaterales no tan largos y con la punta redondeada (Fig. 493). Noveno terguito con un surco de profundidad variable 41
41. Estilos distales engrosados en más de dos tercios de su longitud y el ápice del estilo es delgado y puntiagudo (Fig. 420).....
.....*C. odiatius* Austen, 1921 (LÁMINA 39).
- Estilos distales no engrosados, parte medial de éste estrecha..... 42
42. Coxitos ventrales cortos (Fig. 504)..... 43
- Coxitos ventrales largos (Fig. 492)..... 44
43. Ala castaña oscura (Fig. 501). Presencia de dos espinas en el 4º tarsómero de las patas mediales (Fig. 489) *C. fascipennis* (Staeger, 1939) (LÁMINA 50).

- Ala castaña clara (Fig. 507). Ausencia de espinas en el 4º tarsómero de las patas mediales (Fig. 508) *C. pallidicornis* Kieffer, 1919 (LÁMINA 51).
- 44. Ala sin manchas en las celdas An y Cu. Presencia de dos espinas en el 4º tarsómero de las patas mediales (Fig. 489).....
..... *C. achrayi* Kettle & Lawson, 1955 (LÁMINA 49).
- Ala con manchas en las celdas An y Cu. Ausencia de espinas en el 4º tarsómero de las patas mediales 45
- 45. Ala provista de manchas en las celdas An, Cu y otra difusa en M₂.....
..... *C. subfasciipennis* Kieffer, 1919 (LÁMINA 53).
- Ala provista de manchas en las celdas An, Cu, M₂, M₁ y en ocasiones en R₅ (Fig. 518) *C. picturatus* Kremer & Dedit, 1961 (LÁMINA 52).

Nota:* *C. fagineus* /*C. subfagineus*: Delécolle y Ortega (1998) sugieren medidas de índice antenal, presencia/ausencia de sensila celocónica en el artejo antenal 13, tamaño de los apodemas y desarrollo de los apéndices apicolaterales para su separación.

Nota: No se han representado los machos de *C. griseidorsum*.

CARACTERES ÚTILES PARA LA IDENTIFICACIÓN RÁPIDA DE ALGUNAS ESPECIES DE *CULICOIDES*

HEMBRAS

- Ojos juntos: *C. obsoletus*, *C. scoticus*, *C. chiopterus*, *C. dewulfi* y *C. imicola*.
- Ojos fuertemente pubescentes: *C. chiopterus* y *C. comosioculatus*.
- Ojos muy separados: *C. nubeculosus* y *C. riethi*.
- Espinas múltiples faríngeas (cibario): *C. fagineus*, *C. subfagineus* y *C. heliophilus*.
- Espinas gruesas post-faríngeas: *C. festivipennis*, *C. clastrieri* y *C. longipennis*.
- Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14: *C. griseidorsum*, *C. odiatus*, *C. circumscriptus* y *C. kurensis*.
- Antenas con sensilas celocónicas sólo en los artejos basales: *C. longipennis* y *C. minutissimus*.
- Alas con una sola mancha oscura muy prominente: *C. stigma* y *C. parroti*.
- Tres espermatecas con forma arriñonada: *C. tauricus*.
- Una sólo espermateca: *C. nubeculosus*, *C. riethi*, *C. stigma*, *C. parroti* y *C. circumscriptus*.
- Espermatecas con el pedicelo muy largo y desarrollado: *C. semimaculatus* y *C. longipennis*.

MACHOS

- Membrana basal espiculada: *C. dewulfi*, *C. imicola*, *C. circumscriptus*, *C. stigma*, *C. odiatus* y el subgénero *Silvaticulicoides*.
- Ápice de los parámetros con un cepillo de cerdas: *C. semimaculatus*, *C. longipennis* y *C. minutissimus*.
- Parámetros fusionados: *C. stigma*, *C. parroti*, *C. nubeculosus* y *C. riethi*.
- Parámetros con forma de bastón: *C. tauricus*.
- Sutura central del noveno terguito profunda formando una «V»: subgénero *Silvaticulicoides*. También en *C. odiatus* y *C. nubeculosus*.
- Coxito ventral del estilo basal con forma de «zapato»: *C. vexans*, *C. brunnicans* y *C. santonicus*.
- Cara interna basal del estilo basal con numerosas cerdas gruesas, cortas y aserradas: subgénero *Culicoides*.
- Estilo basal provisto de un solo apodema (coxito ventral): *C. circumscriptus* y *C. comosioculatus*.

Se establecen 8 subgéneros en la fauna capturada en el País Vasco. A continuación se explican los caracteres principales empleados en la separación de los subgéneros.

- **Subgénero *Avaritia*:** integrado por 5 especies de talla pequeña-mediana. Ojos fusionados. Segunda celda radial pálida, manchas alares a menudo borrosas y poco definidas, excepto en *C. imicola*. Tercer artejo palpar con una sola foseta sensorial de contorno circular de tamaño pequeño-mediano. Antena de la hembra con sensilas celocónicas en el artejo 3, y del 11 al 15 (excepto *C. imicola*). Dos espermatecas funcionales. Noveno terguito del macho sin procesos apicolaterales o levemente desarrollados. Apodemas ventrales largos, gruesos y de punta redondeada. Parámetros separados.
- **Subgénero *Beltranmyia*:** integrado por una especie de talla grande. Ojos separados. Segunda celda radial enteramente oscura o con el ápice pálido, alas de fondo oscuro con manchas circulares pálidas bien definidas. Macrotricos abundantes. Tercer artejo palpar con una foseta sensorial grande de contorno regular. Antena de la hembra con sensilas celocónicas en el artejo 3, y del 11 al 14. Una espermateca funcional grande y ovoide. Machos con los parámetros separados y afilados, cuerpo del aedeagus triangular, apodema ventral con un coxito ausente.
- **Subgénero *Culicoides*:** integrado por 8 especies de talla mediana-grande. Generalmente ojos juntos. Segunda celda radial pálida. Alas con marcas oscuras de contorno definido. Tercer artejo palpar con varias fosetas de pequeño tamaño agrupadas. Antena de las hembras con sensilas celocónicas en el artejo 3, y del 11 al 15 (excepciones en *C. impunctatus*). Dos espermatecas funcionales. Los machos se caracterizan por la presencia de un grupo de cerdas gruesas en la cara interna del estilo basal. Parámetros separados.
- **Subgénero *Monoculicoides*:** integrado por 4 especies de talla mediana-grande. Ojos ampliamente separados. Segunda celda radial oscura. Alas completamente transparentes con una mancha oscura radial prominente (especies de mediano tamaño) o alas con patrón de manchas variable (especies de gran tamaño). Tercer artejo subcilíndrico. Antenas de la hembra con sensilas en el artejo 3 y del 8 al 10. Una espermateca de forma variable y abertura larga. Machos con los parámetros fusionados. El cuerpo del aedeagus suele parecerse a los parámetros o tiende a formas rectangulares.
- **Subgénero *Oeacta* y otros de subgénero indefinido que se incluyen en el mismo grupo:** integrado por 23 especies. Se trata de un subgénero en el que se incluyen aquellas especies que no se integran en los otros subgéneros, por lo que muchas de estas acabarán perteneciendo a un subgénero propio, conforme

avancen los estudios taxonómicos. Segunda celda radial oscura o pálida, manchas de las alas y sensilas celocónicas variables. Dos espermatecas funcionales.

- **Subgénero *Silvaticulicoides*:** integrado por 5 especies de talla mediana-grande. Ojos separados. Segunda celda radial oscura. Alas de fondo castaño con al menos dos manchas pálidas, una sobre el área 2 y otra sobre la vena r-m. Antenas de las hembras con sensilas celocónicas en el artejo 3, y del 11 al 15. Tercer artejo palpar con una o varias fosetas de contorno irregular. Dos espermatecas funcionales. Machos con los procesos apicolaterales bien desarrollados, membrana espiculada, sutura profunda en el noveno terguito y cuerpo del *aedeagus* conspicuo de forma trapezoidal. Parámetros separados.
- **Subgénero *Pontoculicoides*:** integrado por una especie de mediano tamaño. Ojos separados. Alas sin manchas. Presencia de 3 espermatecas funcionales de forma variable. Machos con los parámetros separados en forma de bastón, gruesos y rectilíneos o ligeramente curvados. Apodemas ventrales conspicuos de contorno redondeado y *aedeagus* con forma de arco. Cuerpo del *aedeagus* de pequeño a muy pequeño tamaño.
- **Subgénero *Wirthomyia*:** integrado por una especie de tamaño pequeño-mediano. Ojos separados. Alas sin manchas y provistas de abundantes macrotricos. Hembras con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14, del 3 al 15 o del 3 al 10. Tercer artejo palpar con una foseta sensorial muy profunda. Dos espermatecas funcionales y el esclerito anal está bien desarrollado. Machos con los parámetros separados, largos y terminados en una estructura en forma de «peine o brocha» conspicua o bien insertos en el tegumento. *Aedeagus* en forma de arco cuyo cuerpo es pequeño o muy pequeño.

Nota: Cuando se menciona «alas castañas», este término siempre podrá ser interpretado como «alas grises», ya que el color que observe el ojo humano dependerá del tipo de luz empleada en la lupa binocular. En la descripción de las láminas faunísticas cuando se habla del tamaño y del ala nos referimos únicamente a las hembras.

CRÉDITOS: Todas las fotografías que se presentan a continuación han sido realizadas por los autores a excepción de las siguientes:

Fotografías: 134-140, 147, 150, 153, 241, 254, 260, 265, 287, 288, 303, 304, 348, 355, 425, 456, 526 obtenida de Delécolle (1985).

Fotografías: 247, 407, 413 obtenidas de Glukhova (2005).

Fotografía 420 obtenida de Kremer (1965).

Fotografía 451 obtenida de Callot et al. (1966).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5 mm; Ala: 0,95 mm

Hembras: Ojos fusionados (Fig. 175) y con pubescencia inter-omatidial conspicua al observar los omatidios en vista lateral (Fig. 176-177). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar con una foseta sensorial de tamaño pequeño y contorno circular (Fig. 178-179). Alas con un patrón alar poco perceptible y difuminado que recuerda a *C. obsoletus* (Fig. 180). Macrotricos poco abundantes. Dos espermatecas funcionales ovoides de talla ligeramente diferente y una rudimentaria. Placas genitales pequeñas y con los bordes internos paralelos (Fig. 181).

Machos (Fig. 184): Ojos pubescentes (Fig. 182). Noveno terguito con dos procesos apicolaterales cortos y redondeados, en ocasiones poco perceptibles (Fig. 186). Noveno esternito con escotadura muy ancha de forma anular y sin espículas en la membrana basal (Fig. 185). Apodemas (coxitos ventrales) largos, gruesos, curvos y de extremo redondeado (Fig. 187). Cuerpo del *aedeagus* largo y redondeado distalmente. Los brazos laterales del *aedeagus* se conectan por una membrana de escasa consistencia pero bien perceptible (Fig. 185). Parámetros separados con los extremos distales puntiagudos con o sin sedas. Alas con patrón poco perceptible (Fig. 183).

Observaciones: Especie pequeña y con un patrón alar poco patente. Se diferencia fácilmente de *C. dewulfi*, *C. obsoletus* y *C. scoticus* por la presencia de pelos entre los omatidios, además de su pequeño tamaño, alas con pocas manchas y macrotricos poco abundantes. El macho se parece a *C. dewulfi* pero se diferencia de éste por presentar dos procesos apicolaterales cortos y la membrana basal sin espículas. En Álava no se han capturado hembras de *C. chiopterus*, bien porque han pasado desapercibidas por su semejanza bajo la lupa con *C. obsoletus* o por otros motivos. Especie escasa en España y en el País Vasco.

Recientemente, *C. chiopterus* y *C. dewulfi* han sido incluidos dentro de complejos de especies independientes llamados complejo *chiopterus* y complejo *dewulfi*, y por tanto separados del complejo *obsoletus* al que antes pertenecían (Meiswinkel et al. 2004).

Biología: Se han capturado larvas en heces de ovejas y ganado vacuno (Kettle & Lawson, 1952). Campbell & Pelham-Clinton (1960) y Dzhafarov (1964) observaron larvas en hongos y en savia de los árboles del olmo. También ha sido citada en pantanos con vegetación en descomposición. Según Dijkstra et al. (2008) se trata de una especie coprófila, que cría exclusivamente en heces de ganado.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y región Neártica. En Europa desde Irlanda hasta Rusia donde está ampliamente distribuido y norte de Escandinavia (Fauna Europaea, 2010). Presente en Portugal y España.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: El virus (VLA) fue aislado en esta especie por Dijkstra et al. (2008) a raíz de los brotes ocurridos en Europa. Amplio rango de hospedadores (Ninio et al. 2010).

Lámina 9 · *C. chiopterus* ♀

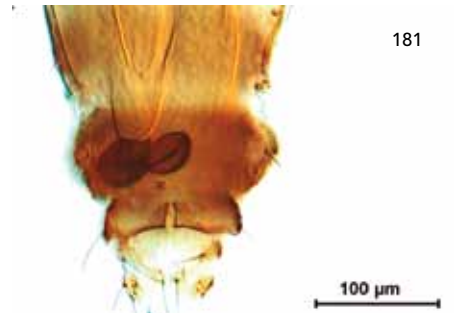
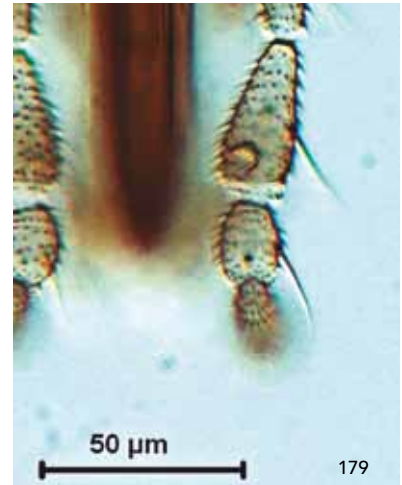
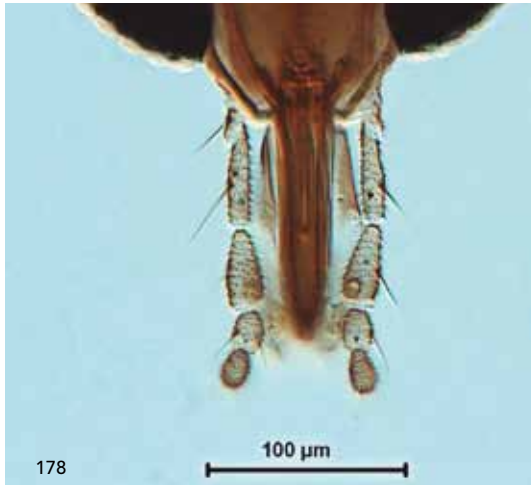
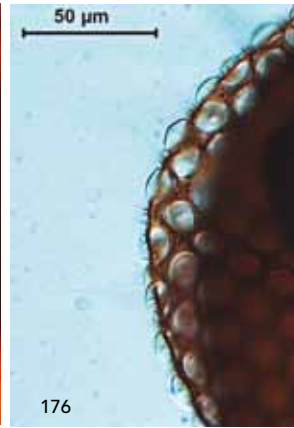


LÁMINA 9 - *C. chiopterus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 175); Pubescencia ocular (Fig. 176); Detalle pubescencia (Fig. 177); Palpos maxilares (Fig. 178); Detalle palpo (Fig. 179); Ala (Fig. 180); Espermatecas y placas genitales (181).

Lámina 9 · *C. chiopterus* ♂

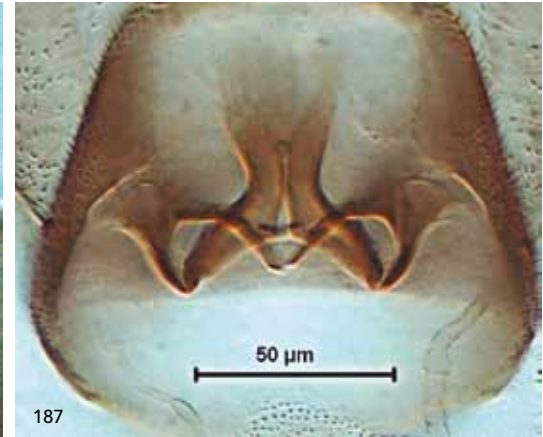
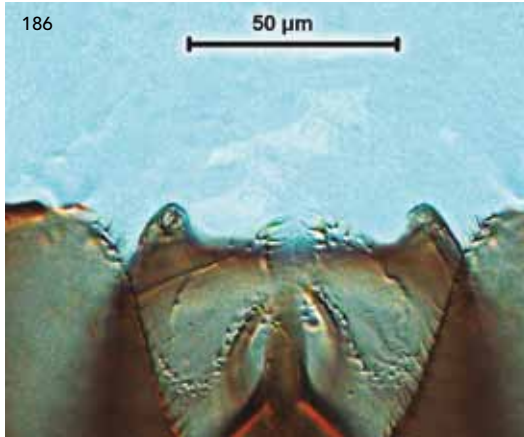
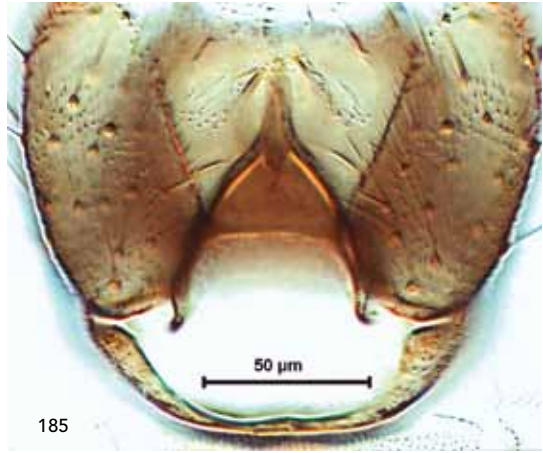
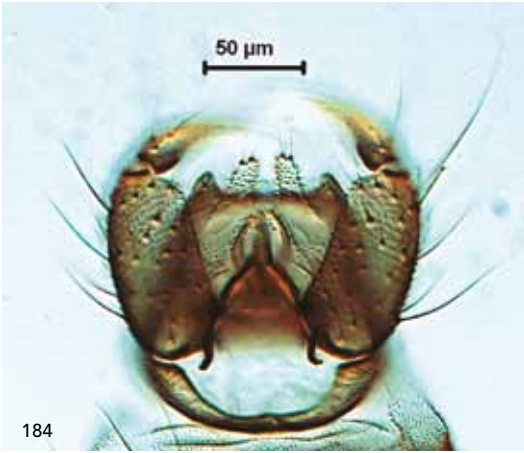
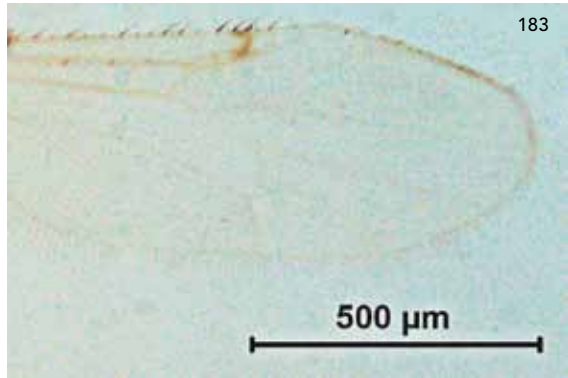
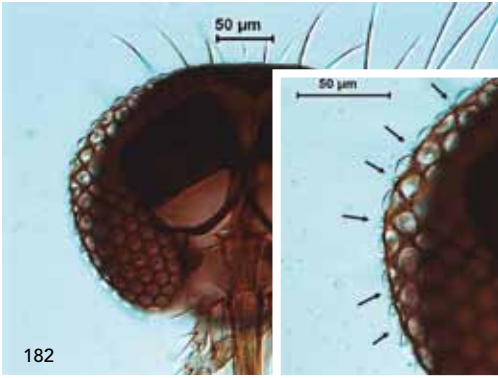


LÁMINA 9 - *C. chiopterus*; ♂ Ojos (detalle) (Fig. 182); Ala (Fig. 183); Genitalia (Fig. 184); Aedeagus y membrana basal (Fig. 185); Procesos apicolaterales (Fig. 186); Apodemas y parámetros (Fig. 187).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5 mm; Ala: 1,1 mm

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes, aunque algunos ejemplares estudiados presentaban cierta pilosidad (Fig. 188). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar con una foseta sensorial de tamaño pequeño y contorno circular (Fig. 189). Alas con patrón alar vagamente marcado y difuso (Fig. 190). Macrotricos poco abundantes. Dos espermatecas funcionales ovoides de talla desigual y una rudimentaria (Fig. 191). Placas genitales pequeñas y con los bordes internos paralelos (Fig. 192).

Machos (Fig. 194): Noveno terguito sin procesos apicolaterales y con el borde apical de superficie escamosa (Fig. 196). Noveno esternito con escotadura grande anular y membrana basal espiculada (Fig. 197). Apodemas (coxitos ventrales) largos, curvos, gruesos y de extremo redondeado (Fig. 195). Cuerpo del aedeagus largo y redondo distalmente. Los brazos laterales del aedeagus se conectan por una membrana de escasa consistencia pero bien perceptible (Fig. 197). Parámetros separados, gruesos y con los extremos distales puntiagudos. Alas con patrón similar a la hembra (Fig. 193).

Observaciones: Las hembras de *C. dewulfi* recuerdan al complejo *obsoletus* aunque este último presenta un patrón alar más marcado. Delécolle (1985) sugiere su diferenciación basándose en un triángulo superior de setas frontales en la cabeza que forma un triángulo isósceles (Fig. 188) frente a un triángulo equilátero en el complejo *obsoletus* (Fig. 208). Además, *C. dewulfi* suele presentar espermatecas de talla desigual y la mancha en la celda R_5 es larga. Especie poco abundante en el País Vasco y en España.

Biología: Los adultos emergen a partir de guano de vaca junto a ejemplares de *C. chiopterus* (Kettle & Lawson 1952; Campbell & Pelham-Clinton, 1960). También han aparecido en guano de vaca en Francia (Kremer, 1965) y en Bélgica pasando el invierno en forma de larva (Zimmer *et al.* 2008). En Álava hemos podido ver como del compost formado por paja y heces de oveja se han obtenido unos pocos ejemplares a partir de trampas de emergencia caseras.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda hasta Rusia y norte de Escandinavia; ausente en algunos países de Europa oriental (Fauna Europaea, 2010). Bien distribuido en España.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Recientemente, durante el brote de Lengua Azul ocurrido en el año 2006-2007 en el norte de Europa, el virus fue aislado en *C. dewulfi* (Meiswinkel *et al.* 2007). Amplio rango de hospedadores (Ninio *et al.* 2010).

Lámina 10 · *C. dewulfi* ♀

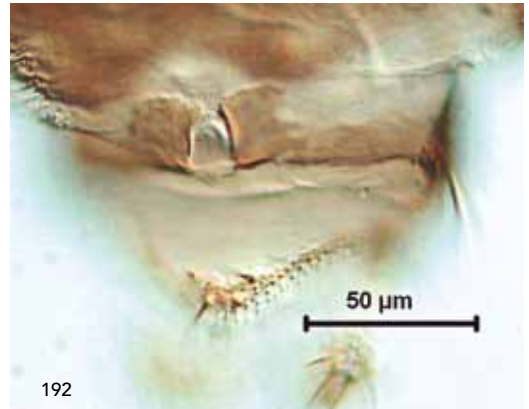
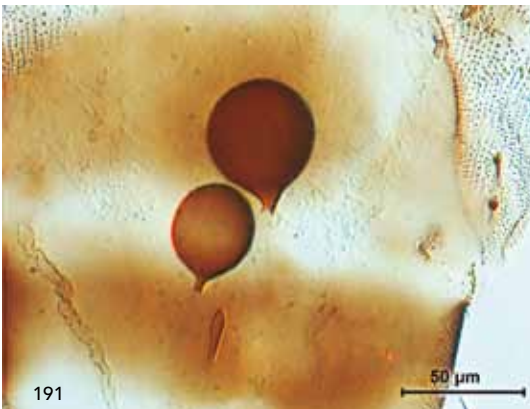
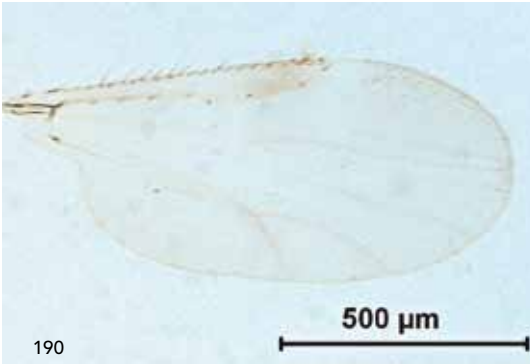
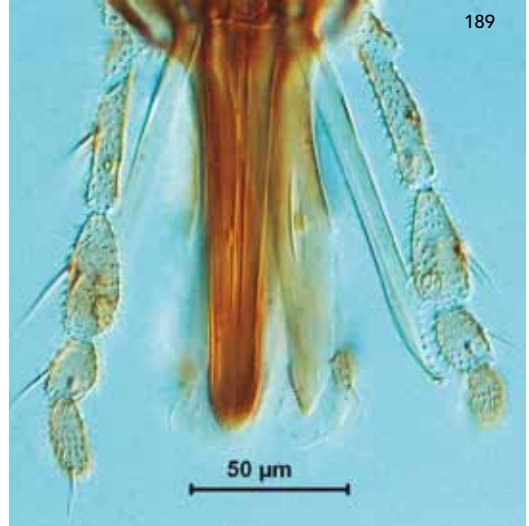
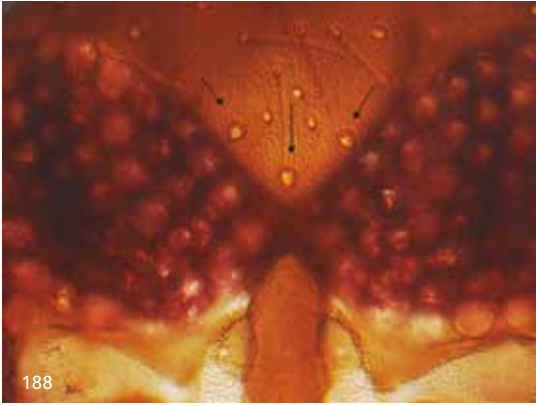


LÁMINA 10 · *C. dewulfi*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 188); Palpos maxilares (Fig. 189); Ala (Fig. 190); Espermatecas (Fig. 191); Placas genitales (Fig. 192).

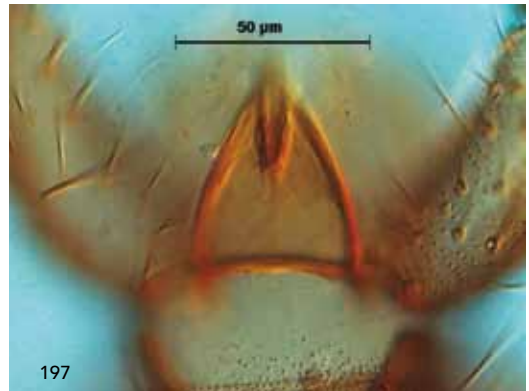
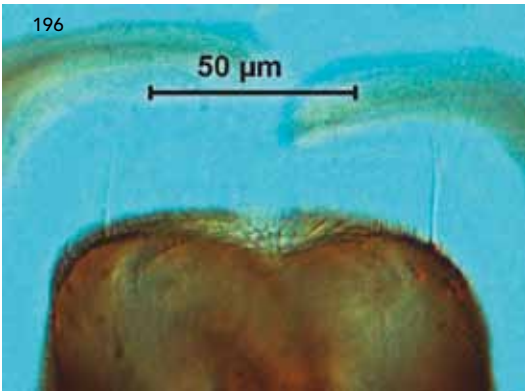
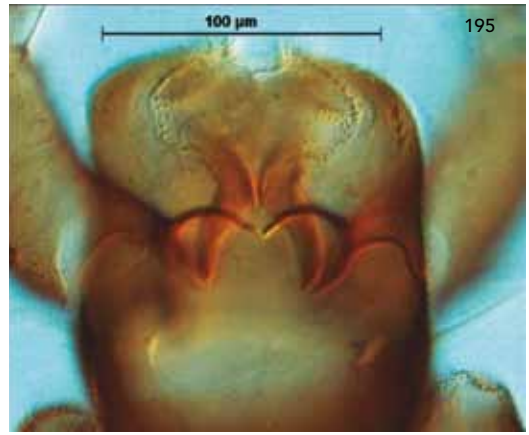
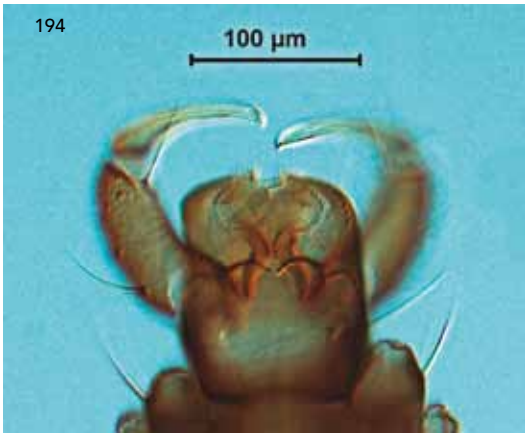
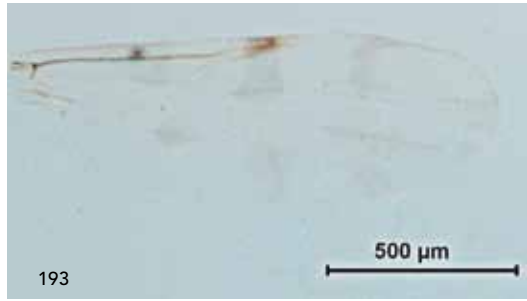


LÁMINA 10 - *C. dewulfi*; ♂ Ala (Fig. 193); Genitalia (Fig. 194); Apodemas y parámetros (Fig. 195); Ápice del terguito (Fig. 196); Aedeagus y membrana basal (Fig. 197).

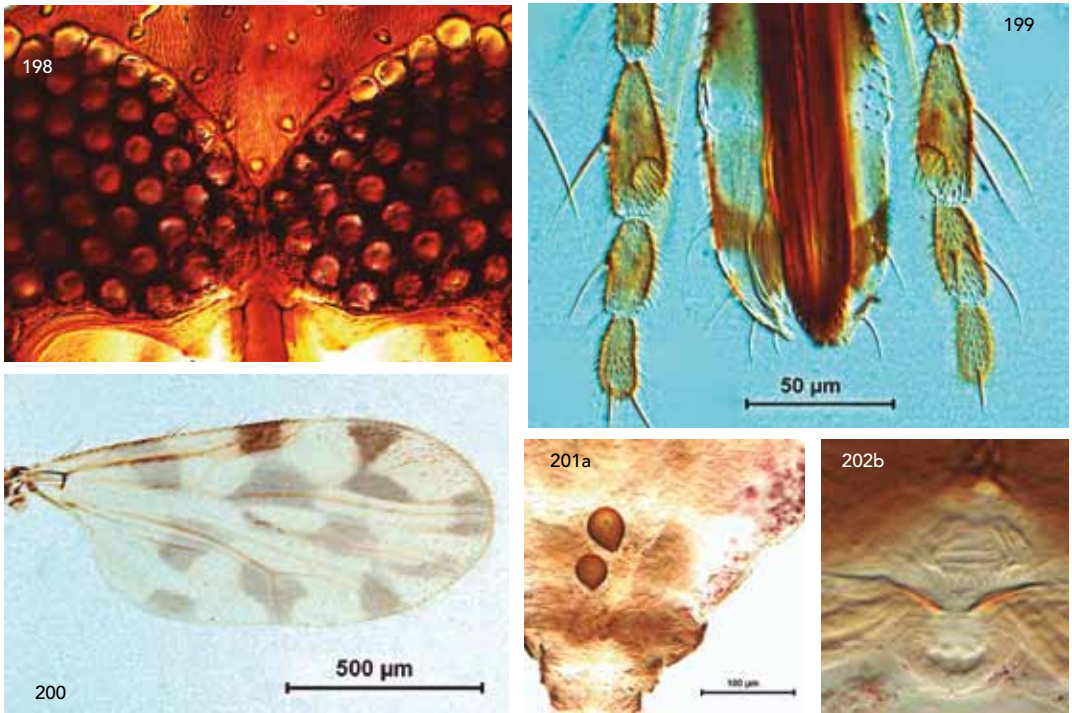


LÁMINA 11 · *C. imicola*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 198); Palpos maxilares (Fig. 199); Ala (Fig. 200); Espermatecas (Fig. 201a); Placas genitales (Fig. 202b).

C. imicola · Kieffer, 1913

(Lámina 11)

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,1 mm

Hembras: Ojos fusionados no pubescentes (Fig. 198). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15, ocasionalmente en el artejo 11. Tercer segmento palpar con una foseta sensorial de tamaño mediano-pequeño y aspecto circular (Fig. 199). Alas con manchas oscuras bien definidas y de contorno nítido (Fig. 200). Macrotricos poco abundantes. Dos espermatecas funcionales ovoides de talla similar y una rudimentaria (Fig. 201a). Placas genitales similares a *C. obsoletus* / *C. scoticus* (Fig. 202b).

Machos: Noveno terguito con dos convexidades apicolaterales anchas, muy cortas y redondeadas (Fig. 207). Noveno esternito con escotadura anular y membrana basal espiculada (Fig. 204). Apodemas (coxitos ventrales) largos, gruesos y curvos (Fig. 205). Cuerpo del aedeagus largo y redondeado distalmente. Los brazos laterales del aedeagus se conectan por una membrana de escasa consis-

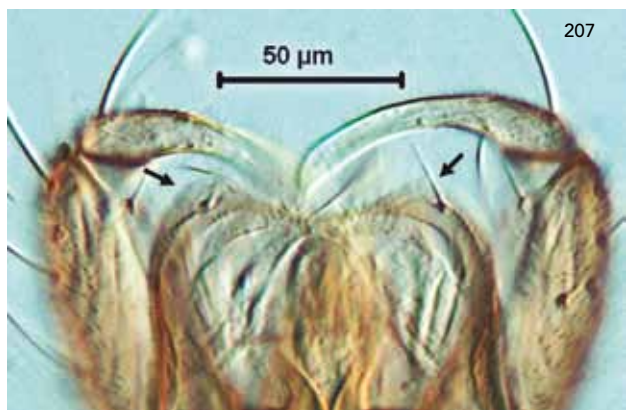
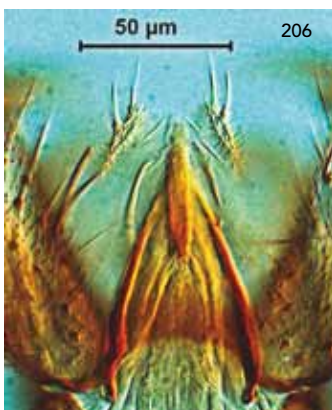
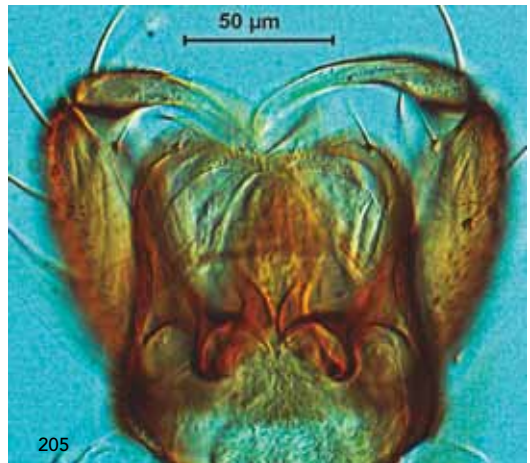
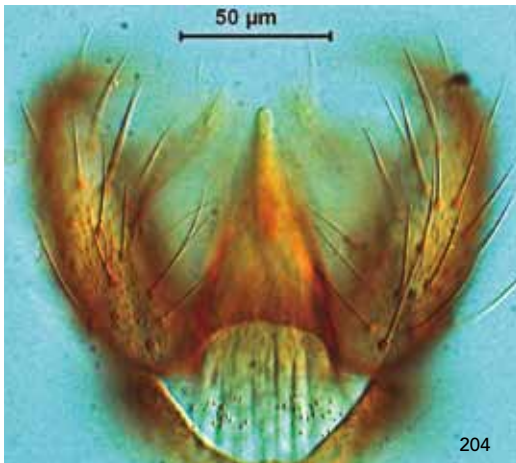
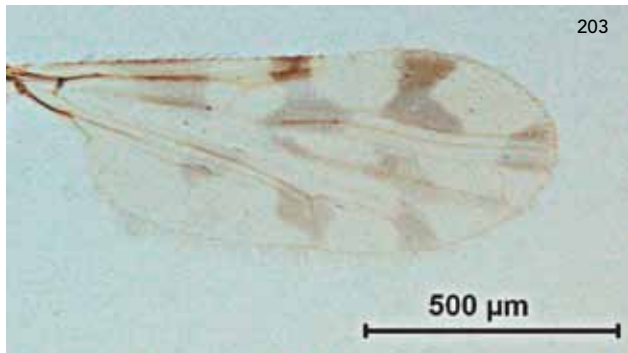


LÁMINA 11 · *C. imicola*; ♂ Ala (Fig. 203); Membrana basal (204); Genitalia (Fig. 205); *Aedeagus* (206); Convexidades apicolaterales (Fig. 207).

tencia pero bien perceptible (Fig. 206). Parámetros separados, gruesos y con los extremos distales puntiagudos. Ala similar a la de la hembra (Fig. 203).

Observaciones: Sólo han sido capturadas un total de 9 hembras de *Culicoides imicola* en tres localidades de Guipúzcoa durante el año 2007- 2008, fecha en la cual tuvo lugar el brote vírico serotipo-1 de Lengua Azul en el País Vasco. Se trata de una especie que recuerda en la morfología al complejo *obsoletus* pero el patrón alar está bien definido y es de contorno nítido. Especie oportunista para el País Vasco, pero bastante común en ciertas comunidades del centro y sur peninsular especialmente en Andalucía e Islas Baleares (Miranda et al. 2003). En Badajoz esta especie supone el 40% de las capturas en las trampas de luz (Calvete et al. 2010).

Biología: Las larvas de *C. imicola* crían en zonas húmedas de microhábitats fangosos que no llegan a anegarse de agua. Se encuentran por tanto en orillas de charcas y estanques, así como en bordes de charcas contaminados con heces de animales (Foxi & Delrio, 2010). Las larvas se alimentan de materia orgánica, fundamentalmente bacterias y protozoos de vida libre.

En condiciones óptimas tardan 15 días en evolucionar en adultos, pero su ciclo puede llegar a durar varios meses pasando el invierno en forma de larva, en estado de **diapausa**.

Los adultos viven unos 20 días aunque dependiendo de las condiciones ambientales pueden llegar a vivir más de 90 días. La cópula la realizan en pleno vuelo, formando grandes enjambres donde se emparejan machos y hembras. Su actividad es desde mayo-junio hasta noviembre-diciembre, con máximos poblacionales desde agosto a octubre. En las zonas más cálidas puede haber adultos volando casi todo el año aunque en reducido número (MARM, 2008). El actual calentamiento global puede ser responsable de que esta especie termófila ascienda hacia el norte peninsular estableciendo poblaciones estables al verse ayudada por temperaturas más cálidas.

Distribución: Cercano Oriente, región Oriental, norte y región tropical de África. En Europa está presente en Portugal y países mediterráneos como España, Francia continental, Córcega, Italia, Grecia, Israel, Chipre, Turquía, en actual expansión a países adyacentes. En España especialmente abundante en el sureste y centro hasta Madrid. En la zona mediterránea en Cataluña, Alicante y Murcia con poblaciones pequeñas y en las Islas Baleares muy abundante. En el resto de comunidades puede haber incursiones esporádicas del insecto pero sin llegar a formar poblaciones estables.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Es el vector más importante de Lengua Azul en África, Oriente Medio, sureste de Asia, y sur de Europa (Anthony et al. 2010). Además, transmite la Peste Equina Africana, Enfermedad Hemorrágica Epizootica, y el Virus Akabane. Es actualmente el principal vector de la Lengua Azul en España junto con el complejo de especies *Culicoides obsoletus*. Se han encontrado en mayor abundancia en las explotaciones de ganado ovino, seguido de las de vacuno y équidos.

Descripción: ♀ Tamaño: 1,9 mm; Ala: 1,09 mm

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (Fig. 208). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar con una fosea sensorial de tamaño mediano-pequeño y de aspecto circular (Fig. 209). Alas con manchas difusas y de contorno poco nítido (Fig. 210). Macrotricos poco abundantes, dispuestos en el borde alar y parte distal del ala. Dos espermatecas ovoides funcionales iguales o ligeramente subiguales y una rudimentaria (Fig. 211). Placas genitales con los bordes internos paralelos albergando un espacio reducido entre ellos (Fig. 212).

Machos: Noveno terguito sin procesos apicolaterales ni lóbulos (Fig. 216). Noveno esternito surcado por una sutura estrecha, pero no separado en dos partes independientes (Fig. 215). Ausencia de espículas en la membrana basal. Apodemas (coxitos ventrales) gruesos, largos, curvos y de extremo redondeado (Fig. 214). Cuerpo del *aedeagus* quitinoso de pequeño tamaño (Fig. 215). Parámetros relativamente cortos y separados, con los ápices curvos y sedosos. Ala similar a la de la hembra (Fig. 213).

Observaciones: Se trata de la especie más común en los muestreos del País Vasco junto a *Culicoides scoticus*, los cuales suponen en muchos casos, más del 70 % de todos los *Culicoides* capturados.

Las hembras de las especies de *C. obsoletus* y *C. scoticus* son morfológicamente muy similares y por ello es imposible su diferenciación con total seguridad. Algunos autores proponen medidas biométricas (Glukhova, 2005) y otros sugieren la forma de las placas genitales y talla de las espermatecas para su diferenciación (Delécolle, 1985), aunque recientes estudios mediante técnicas moleculares han permitido constatar que la identificación basada en esos caracteres no es totalmente segura (Pagés & Sarto i Monteys, 2005). Afortunadamente, Augot *et al.* (2010) han proporcionado recientemente una serie de variables que permiten diferenciar ambas especies con cierta precisión. Éstas son: la anchura entre placas quitinosas, longitud y anchura de la espermateca 1 y longitud de la espermateca 2. Por el contrario, los machos sí son diferenciables mediante el estudio de su genitalia. El noveno esternito de los machos de *C. obsoletus* está surcado, pero no separado en dos partes. En cambio, *C. scoticus* está dividido en dos partes independientes, además, el *aedeagus* es más grueso y quitinoso en *C. scoticus*.

Biología: Dzhaфарov (1964) encontró larvas en agujeros de árboles y entre hojarasca húmeda de los árboles. El mismo autor en 1976 encontró larvas en depósitos de agua estancada y en bordes de pantano con vegetación arbustiva. *Culicoides obsoletus* presenta hábitats muy variados que incluyen marismas, pantanos, hojarasca, vegetación en descomposición, montones de estiércol, suelos orgánicos de los establos (Kettle & Lawson, 1952; Trukhan, 1975; Mellor & Pitzolis, 1979). Mathieu (2005) capturó larvas del complejo *obsoletus* en los puntos de goteo que bordean los estabularios. Zimmer *et al.* (2008) comprobaron que *C. obsoletus/scoticus* es abundante en amasijos de residuos de maíz. Zimmer *et al.* (2010)

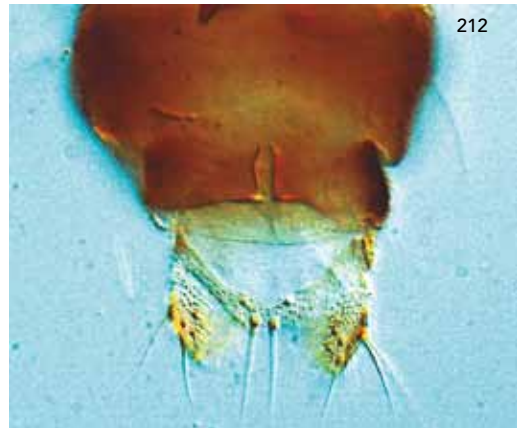
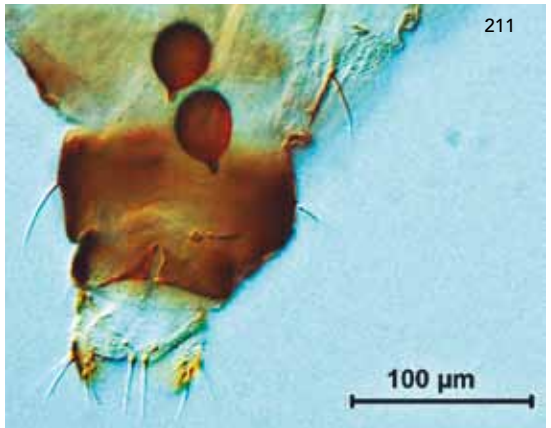
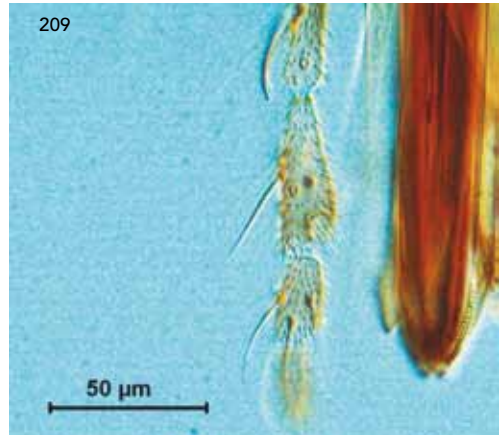


LÁMINA 12 · *C. obsoletus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 208); Palpo maxilar (Fig. 209); Ala (Fig. 210); Espermatecas (Fig. 211); Placas genitales (Fig. 212).

Lámina 12 · *C. obsoletus* ♂

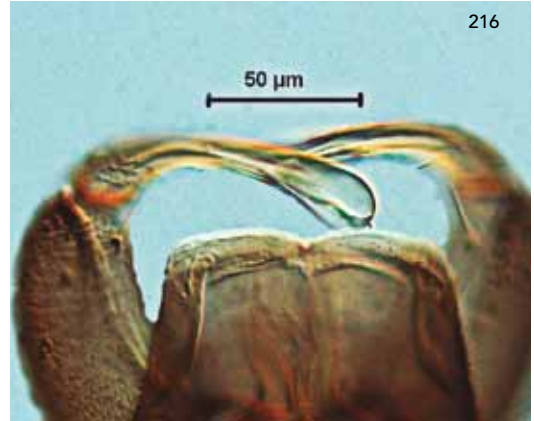
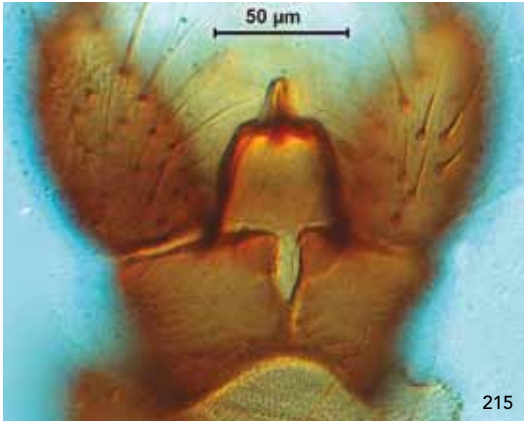
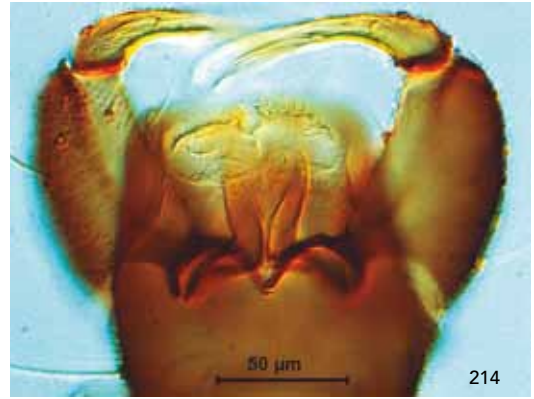
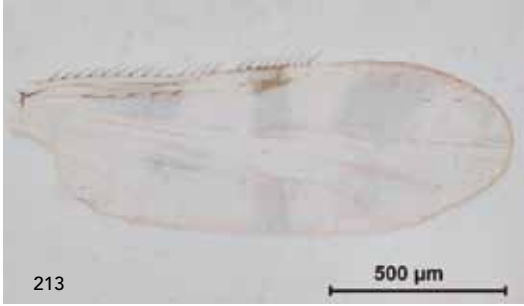


LÁMINA 12 · *C. obsoletus*; ♂ Ala (Fig. 213); Genitalia (Fig. 214); Aedeagus y sutura del esternito (Fig. 215); Ápice del terguito (Fig. 216).

tras muestrear 15 biotopos, únicamente encontraron *C. obsoletus*/*C. scoticus* en las heces secas pegadas a la pared dentro de los establos. Las larvas han sido encontradas también sobre heces de caballo y en montones de compost (IHA, 2010). Se han capturado adultos de *C. obsoletus/scoticus* mediante trampas de emergencia caseras colocadas sobre el compost formado por paja y guano de ovejas (Goldarazena, observación personal).

En el País Vasco, los máximos poblacionales para esta especie ocurren en los meses de junio y julio especialmente (Goldarazena & Romón en prensa). En Álava no se encuentran adultos durante los meses más fríos (enero), en cambio, en Guipúzcoa y Vizcaya sí se capturan algunos ejemplares durante el invierno. Los adultos podrían sobrevivir el invierno en el interior de los estabularios o bien pasarlo en forma de larva.

Distribución: Paleártica, Cercano Oriente, Neártica y norte de África. En Europa desde Gran Bretaña hasta Rusia y desde Marruecos por el norte de África hasta Israel (Fauna Europaea, 2010). En España ampliamente difundido y muy común, especialmente en el norte peninsular. Presente en Portugal y Andorra.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: El virus de la Lengua Azul (vLA) fue aislado de *C. obsoletus* en Chipre (Mellor & Pitzolis, 1979) y el virus de la Peste Equina Africana (vPEA) se aisló del complejo *obsoletus* (Mellor *et al.* 1990). Más recientemente, el virus de la Lengua Azul se ha aislado en *C. obsoletus* s.s. y *C. scoticus* en Italia (De Liberato *et al.* 2005; Savini *et al.* 2005) en Bulgaria (Purse *et al.* 2006) y en Alemania (Hoffmann *et al.* 2009). Actualmente está considerado después de *C. imicola* la especie potencialmente más peligrosa en la transmisión del virus de la Lengua Azul en la Europa mediterránea. Además, es el principal responsable de la reacción alérgica en los caballos de la Columbia Británica (Anderson *et al.* 1991). Este grupo también ha sido identificado por ser el *Culicoides* más abundante en relación a la dermatitis en las ovejas de Reino Unido y en las vacas de Israel (Yeruham *et al.* 1993). Ninio *et al.* (2010) estudiaron los hábitos alimenticios de esta especie, a través de la sangre presente en sus abdómenes y comprobaron que se alimentaba de un amplio rango de hospedadores entre los que destacan ganado vacuno, seguido de équidos, conejos y ovejas.

Descripción: ♀ Tamaño: 2,1 mm; Ala: 1,3 mm

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (**Fig. 217**). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar con una foseta sensorial de tamaño mediano-pequeño y de aspecto circular (**Fig. 218**). Alas con manchas difusas y de contorno poco nítido (**Fig. 219**). Macrotricos poco abundantes, presentes especialmente en el borde alar y distal. Dos espermatecas ovoides funcionales iguales o ligeramente subiguales y una rudimentaria (**Fig. 220**). Placas genitales con los bordes internos convergentes albergando un espacio amplio entre éstos (**Fig. 221**).

Machos: Noveno terguito sin procesos apicolaterales ni lóbulos (**Fig. 223**). Noveno esternito dividido en dos partes independientes (**Fig. 224**). Ausencia de espículas en la membrana basal. Apodemas (coxitos ventrales) muy gruesos, curvos, largos y de extremo redondeado (**Fig. 223**). Aedeagus más quitinoso y grueso que *C. obsoletus* (**Fig. 224**). Parámetros separados con los ápices curvos y sedosos (**Fig. 223**). Ala similar a la de la hembra (**Fig. 222**).

Observaciones: En general se trata de una especie más grande y con un patrón alar más marcado que *C. obsoletus*. Aunque la identificación fiable de las hembras requiere de técnicas moleculares, una diferenciación rápida aunque no totalmente segura con *C. obsoletus*, es basándose en el tamaño, patrón alar, así como en las espermatecas y anchura entre placas genitales (Augot *et al.* 2010). Por el contrario, los machos se diferencian de *C. obsoletus* en el noveno esternito y en el grado de **esclerotización** del aedeagus.

Biología: Especie que convive frecuentemente junto a *C. obsoletus*, aunque suele aparecer en menor número. Se ha visto que puede criar en hongos, aunque lo más frecuente es que sus lugares de cría coincidan con los de *C. obsoletus*. En el País Vasco los máximos poblacionales para esta especie ocurren en los meses de junio y julio (Goldarazena & Romón, en prensa). Especie muy abundante.

Distribución: Paleártica, Cercano Oriente, y norte de África (Argelia). En Europa desde Gran Bretaña hasta Rusia; puede faltar en algunos países (Fauna Europaea, 2010). Presente en Portugal, Andorra y en España amplia distribución.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Ya que se encuentra generalmente en asociación con *C. obsoletus* está considerado un vector de igual relevancia que éste. Ninio *et al.* (2010) estudiaron la sangre presente en el abdomen de esta especie y comprobaron que se alimentaba de un amplio rango de hospedadores entre los que se destaca el ganado vacuno, conejos, ovejas, cerdos y caballos.

Lámina 13 · *C. scoticus* ♀

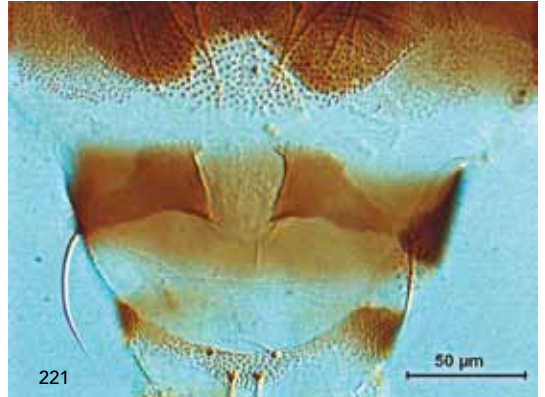
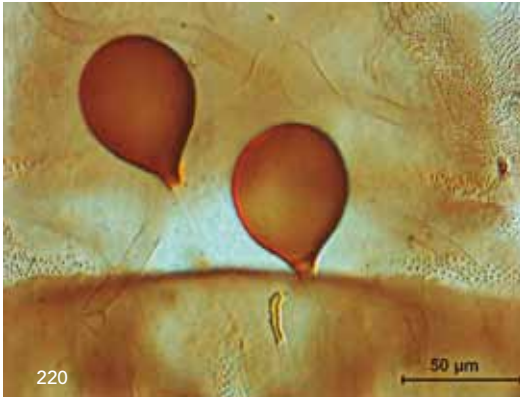
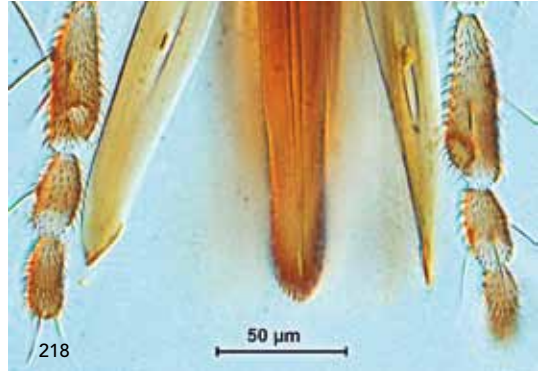
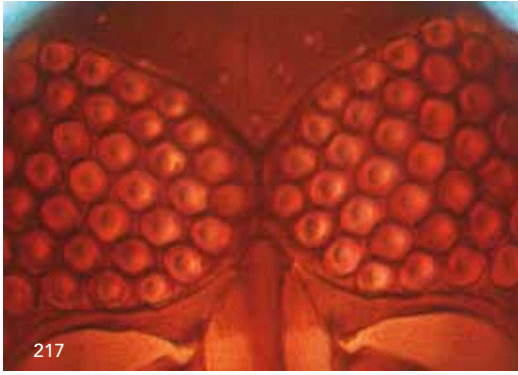


LÁMINA 13 · *C. scoticus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 217); Palpos maxilares (Fig. 218); Ala (Fig. 219); Espermatecas (Fig. 220); Placas genitales (Fig. 221).

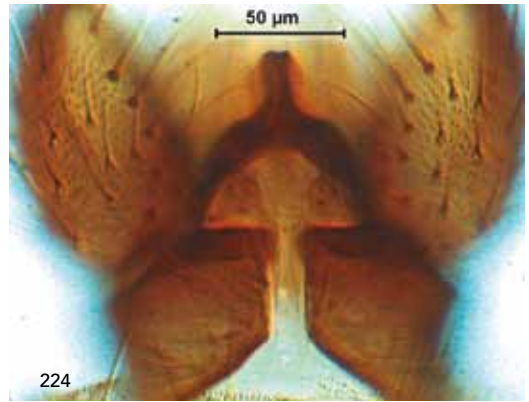
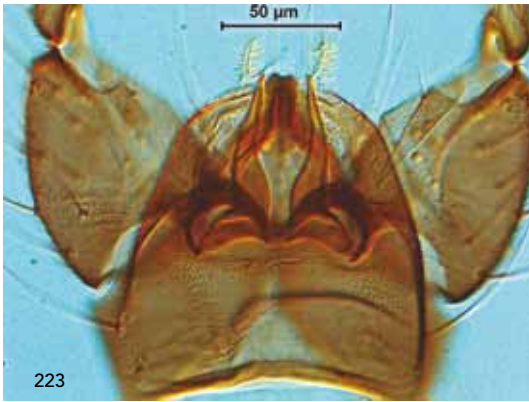
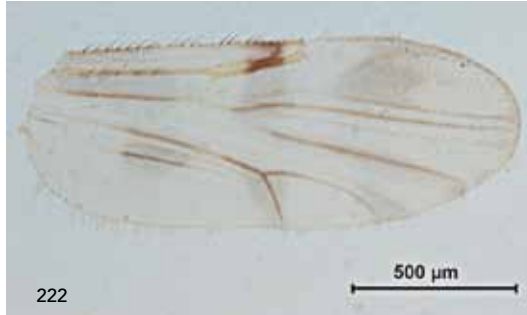


LÁMINA 13 · *C. scoticus*; ♂ Ala (Fig. 222); Genitalia (Fig. 223); Aedeagus y esternito (Fig. 224).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,2 mm; Ala: 1,6 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 225). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14. Tercer segmento palpar voluminoso con una fose-ta sensorial grande y profunda de contorno definido (Fig. 226-227). Presencia de ornamentación post-faríngea. Se trata de una protuberancia con tubérculos y a cada lado de éste surgen dos estructuras filiformes que se unen a la post-faringe lateralmente (Fig. 229). Alas con abundantes manchas claras redondeadas sobre un fondo oscuro que le dan un aspecto característico al ala (Fig. 228). La vena r-m presenta una pequeña mancha negra sobre un fondo claro que caracteriza a esta especie (Fig. 234). Macrotricos abundantes en toda el ala. Una espermateca funcional grande y ovoide (Fig. 230).

Machos (Fig. 232): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales divergentes de desarrollo moderado (Fig. 232). Noveno esternito levemente cóncavo y con la membrana basal fuertemente espiculada (Fig. 235). Apodemas ventrales carentes de coxito ventral (Fig. 233). Cuerpo del aedeagus quitinoso de aspecto triangular acabado en un divertículo (Fig. 235). Parámeros separados y fuertemente engrosados en su parte basal (Fig. 233). Ala similar a la de la hembra (Fig. 231).

Observaciones: Especie con un patrón alar y caracteres morfológicos característicos, que no se asemejan a ninguna otra especie. *Culicoides salinarius* Kieffer, 1914 es muy similar pero no posee una mancha oscura sobre la vena r-m, además no ha sido encontrada en el País Vasco. Especie minoritaria en el País Vasco. Muy abundante en Andalucía (Ortega et al. 1999) y frecuente en gran parte de España.

Biología: Las larvas se han encontrado en el lodo rico en materia orgánica, y también en charcos en las dunas de arena en Israel. Uslu & Dik (2010) encontraron *C. circumscriptus* en gran variedad de hábitats, sobre todo en lodo alrededor de presas, barro de aguas encharcadas y pequeños charcos. Estos hábitats están todos expuestos a cielo abierto y por tanto a intensidad lumínica alta. Todos los sitios de cría son ricos en materia orgánica, leve pH y conductividad eléctrica.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente, región Oriental, norte y zona tropical de África. En Europa desde Irlanda hasta Rusia (Fauna Europaea, 2010). En España distribuido por todo el territorio. Presente en Portugal.

Hábitos alimenticios: Kieffer (1923) informó de que se trataba de una especie mamofílica. Dzhafarov (1964) capturó hembras sobre caballos, búfalos y sapos. Es probable que se alimente de sangre de aves (Foxi & Delrio, 2010) y posiblemente sea **autóloga** al menos en su primera puesta.

Lámina 14 · *C. circumscriptus* ♀

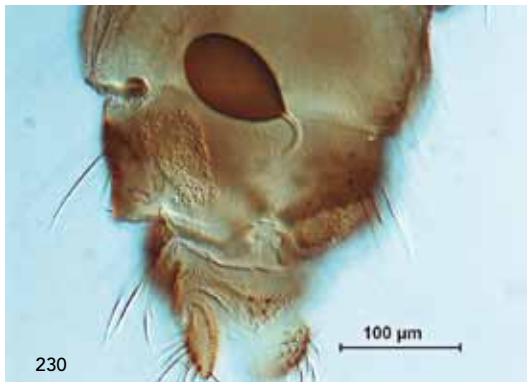
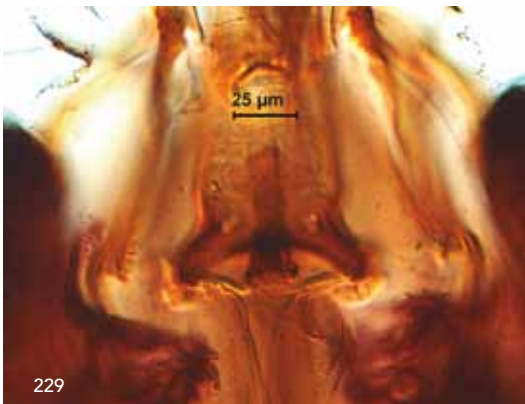
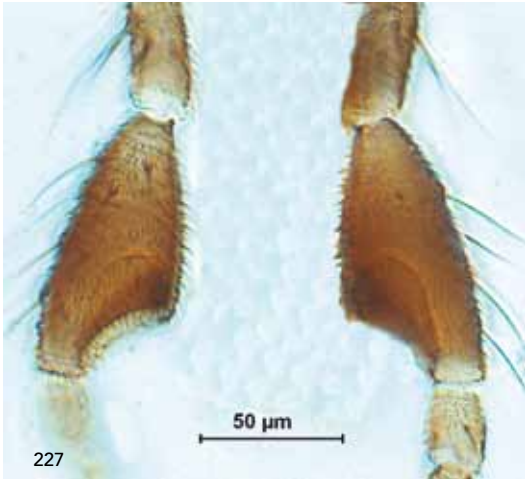
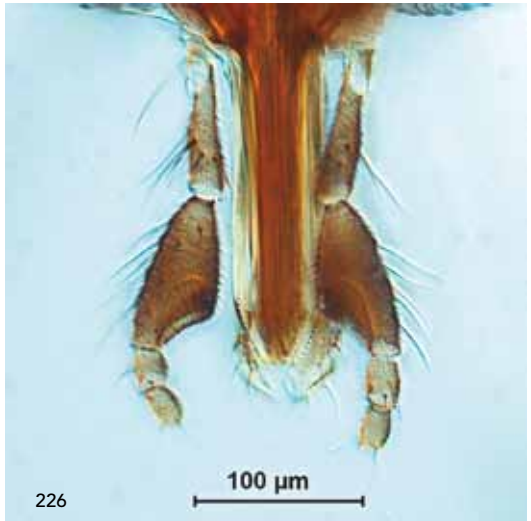
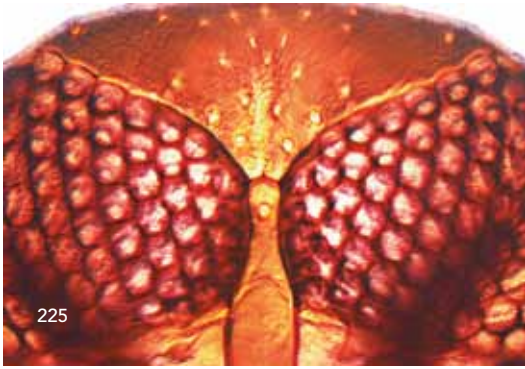


LÁMINA 14 · *C. circumscriptus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 225); Palpos maxilares (Fig. 226); Detalle palpos (Fig. 227); Ala (Fig. 228); Ornamentación post-faríngea (Fig. 229); Espermateca (Fig. 230).

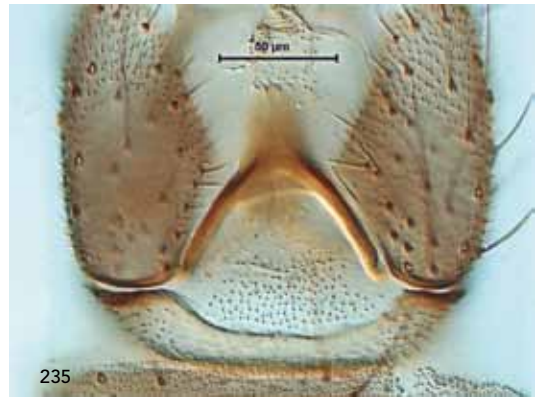
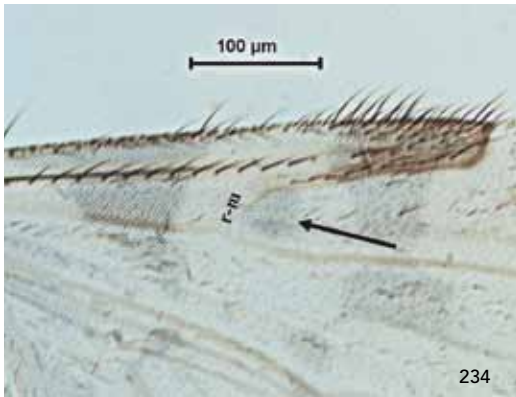
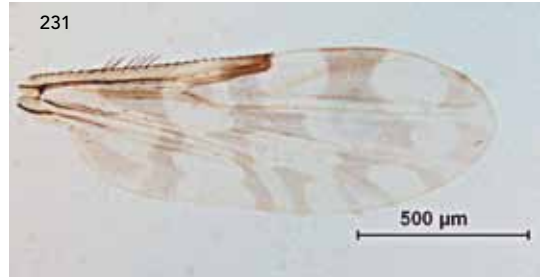
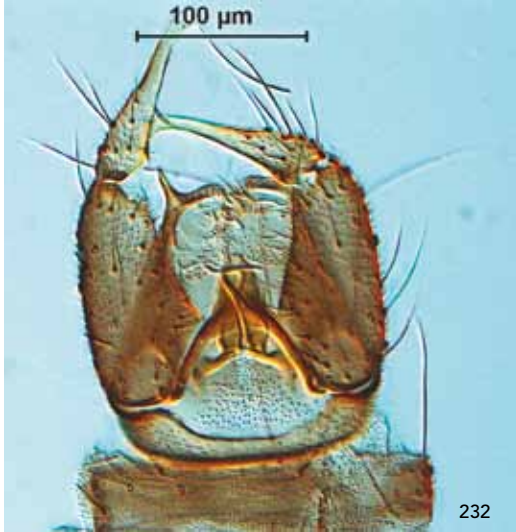


LÁMINA 14 · *C. circumscriptus*; ♂ Ala (Fig. 231); Genitalia (Fig. 232); Detalle genitalia (Fig. 233); Detalle alar (mancha oscura en r-m) (Fig. 234); Aedeagus y membrana basal (Fig. 235).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,8 mm; Ala: 1,3 mm.

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (Fig. 236). Presencia de ornamentación cibarial faríngea, en forma de pequeñas espinas con orificio de inserción que cubren toda la anchura del cibario (Fig. 239). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar delgado y subcilíndrico con múltiples foseas sensoriales pequeñas, distribuidas en la parte medial-distal (Fig. 237). Alas con manchas oscuras bien delimitadas (Fig. 238). Macrotricos poco abundantes. Dos espermatecas ovoides funcionales de talla igual y una rudimentaria (Fig. 240).

Machos (Fig. 241): Noveno terguito convexo con dos procesos apicolaterales cortos, puntiagudos y convergentes. Presenta dos lóbulos accesorios redondeados prominentes apicales. Noveno esternito recto o levemente cóncavo. Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos. Cuerpo del aedeagus quitinoso de aspecto triangular. Parámetros separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas.

Observaciones: La presencia de un grupo de cerdas en el estilo basal es un carácter propio del subgénero *Culicoides*.

Delécolle & Ortega (1998) descubrieron una nueva especie revisando ejemplares de *C. fagineus* de un material procedente de Sevilla, y que describieron como *C. subfagineus* muy similar a *C. fagineus*. Se sospecha que ambas especies puedan coexistir en el País Vasco, pero hasta el momento *C. subfagineus* no ha sido encontrada. La especie *C. fagineus* no presenta confusión con ninguna otra en preparaciones microscópicas, debido a la ornamentación cibarial característica. En cambio, bajo la lupa binocular su patrón alar se asemeja a *C. impunctatus* y a *C. deltus*, esta última no se ha encontrado en el País Vasco. En ocasiones, algunos ejemplares con un patrón alar anómalo pueden confundirse con *C. lupicaris*. No se han capturado machos de *C. fagineus*. Especie frecuente en el País Vasco.

Biología: Se han capturado adultos en Inglaterra que han emergido de hojarasca húmeda de haya (Edwards, 1939). Dzhafarov (1939) notificó la presencia de larvas en agujeros de árboles, así como en lugares húmedos como la savia de olmos, y cerca de las raíces de árboles. Kremer (1965) y Sánchez-Covisa *et al.* (1979) encontraron larvas en agujeros de *Quercus ilex* en el norte de Francia y parte central de España respectivamente. Esta especie parece ser dependiente de la presencia de voluminosos y permanentes agujeros de árboles, y es bastante frecuente en las capturas con trampas de luz (IAH, 2010).

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa desde Gran Bretaña a Rusia; puede faltar en algunos países (Fauna Europaea, 2010). En España es común. Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: No se conoce datos de sus hábitos alimenticios ni hospedadores. Dzhafarov (1964) notificó que es hematófaga.

Lámina 15 · *C. fagineus* ♀ · ♂

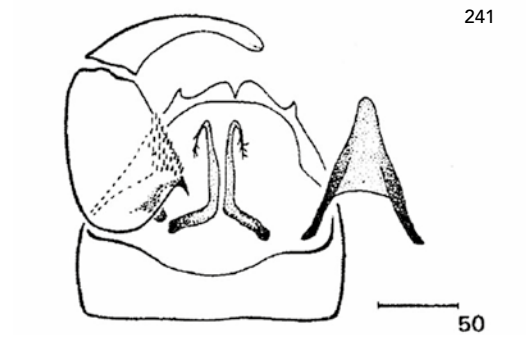
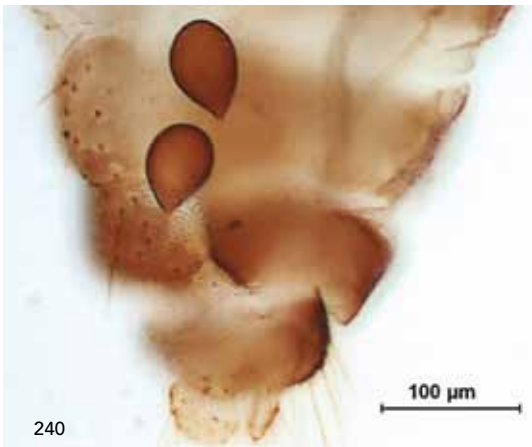
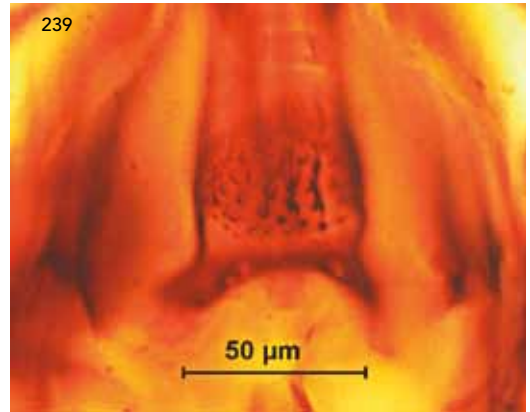
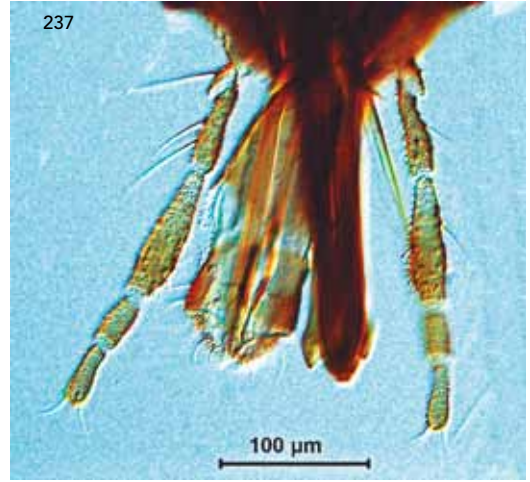
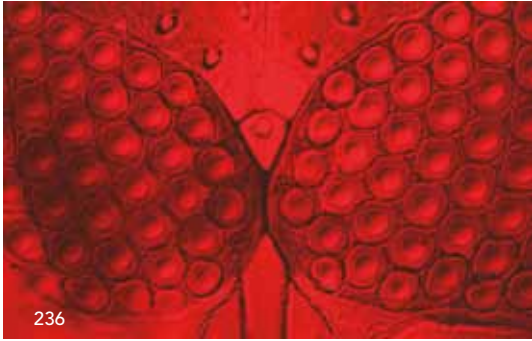


LÁMINA 15 · *C. fagineus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 236); Palpos maxilares (Fig. 237); Ala (Fig. 238); Ornamentación faríngea (Fig. 239); Espermatecas (Fig. 240); ♂ Genitalia (Fig. 241).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,65 mm; 1,25 mm según Glukhova (2005).

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (**Fig. 242**). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar delgado y subcilíndrico con múltiples foseas sensoriales pequeñas, distribuidas en la parte medial-distal (**Fig. 243-244**). Alas con manchas oscuras bien delimitadas. Los bordes distales de las venas m_1 , m_2 y m_3 del ala son oscuros, o si son pálidos no existe una areola pálida, sino que el color oscuro no llega al borde alar (**Fig. 245**). Macrotricos poco abundantes. Dos espermatecas ovoides funcionales de talla igual y una rudimentaria (**Fig. 246**).

Machos (Fig. 247): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales cortos y divergentes. Con una pequeña muesca central apenas visible. Noveno esternito recto o levemente cóncavo. Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* quitinoso de aspecto triangular muy alargado. Parámetros largos y separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas.

Observaciones: Se trata de una especie con el ala muy similar a *C. fagineus* y *C. newsteadii*. Suele presentar un color amarillento en el cuerpo y patas que la permiten diferenciar de estas dos especies. Especie minoritaria e infrecuente en el País Vasco, y escasa también en Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2003).

Biología: Según Sarto i Monteys *et al.* (2003) las capturas se extienden desde mediados de mayo a principios de octubre, aunque la mayoría de los individuos fueron capturados de julio a septiembre.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa ha sido capturada en Polonia, Bulgaria, Córcega y Rusia (Fauna Europaea, 2010) y en Suiza (Casati *et al.* 2009). En España sólo en Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2003) y País Vasco.

Hábitos alimenticios: Son desconocidos, aunque las hembras muestran piezas bucales bien desarrolladas.

Lámina 16 · *C. flavipulicaris* ♀ · ♂

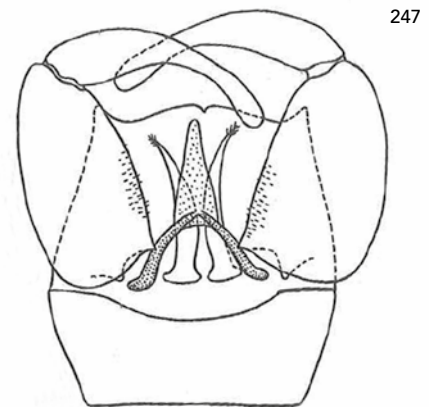
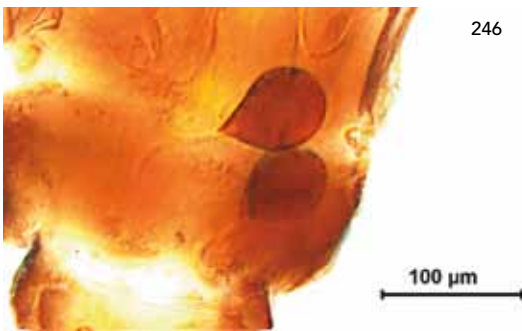
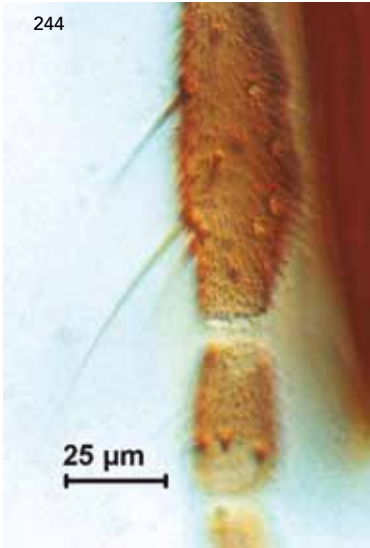
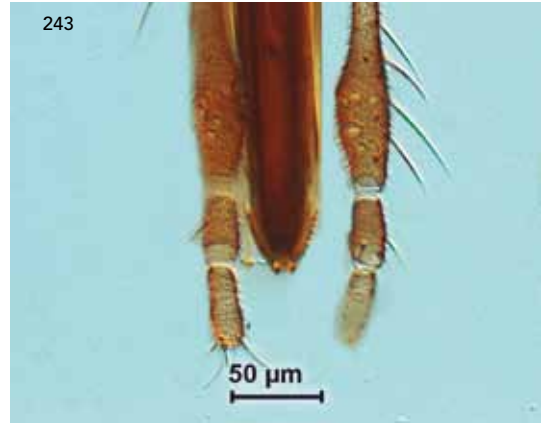


LÁMINA 16 · *C. flavipulicaris*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 242); Palpos maxilares (Fig. 243); Detalle palpo (Fig. 244); Ala (Fig. 245); Espermatecas (Fig. 246); ♂ Genitalia (Fig. 247).

Descripción: ♀ Tamaño: 2 mm; Ala: 1,37 mm.

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (**Fig. 248**). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15, frecuentemente falta en el artejo 12. (**Fig. 252**). Tercer segmento palpar subcilíndrico relativamente pequeño, con varias fosetas sensoriales pequeñas, superficiales, dispersas en la parte medial-distal (**Fig. 249-250**). Alas con manchas oscuras bien delimitadas repartidas por el ala. Los bordes apicales de las venas m_1 , m_2 y m_3 son oscuros (**Fig. 251**). Ocasionalmente puede presentar una mancha oscura en la celda cubital. Macrotricos poco abundantes. Dos espermatecas funcionales esféricas-ovoides de talla igual y una rudimentaria (**Fig. 253**).

Machos (Fig. 254): Noveno terguito convexo con dos procesos apicolaterales cortos y puntiagudos. Noveno esternito recto o levemente cóncavo. Apodemas (coxitos ventrales) cortos, a veces poco perceptibles. Cuerpo del aedeagus quitinoso y de aspecto triangular apicalmente redondeado. Parámetros separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas.

Observaciones: Se trata de una especie muy similar en el patrón alar a *C. fagineus*. Cuando presenta mancha oscura en la celda cubital el ala se asemeja a *C. lupicaris*. Minoritaria y poco frecuente en el País Vasco.

Biología: Sus lugares de cría en Reino Unido comprenden hábitats variados desde pantanos, ciénagas, pastos de juncos, vegetación con turba etc. Es autógena para la primera tanda de huevos (Boorman & Goddard 1970). Es común encontrar hembras jóvenes o recién emergidas descansando sobre troncos de árboles (IHA, 2010).

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa ampliamente distribuida desde Irlanda hasta la mayoría de Rusia y Escandinavia; ausente en países del este (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela *et al.* 1993) y en España en Badajoz (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983) y en Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009).

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Se trata de la especie más conocida y estudiada en Reino Unido, especialmente en Escocia. Aunque actualmente no es vector de enfermedades en Reino Unido, es el causante de pérdidas económicas significativas, especialmente en términos de reducción del turismo y actividades al aire libre en Escocia, donde es responsable de más del 90% de los ataques por picadura en los humanos (Blackwell *et al.* 1997). Las ovejas, vacas y ciervos son los hospedadores predominantes de *C. impunctatus* aunque también se alimentan frecuentemente de la sangre de humanos (Mands *et al.* 2004).

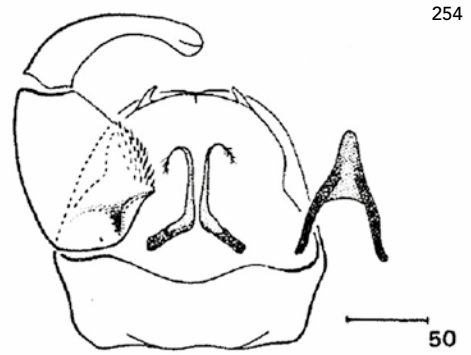
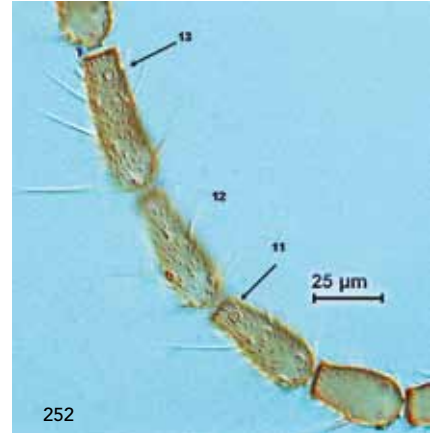
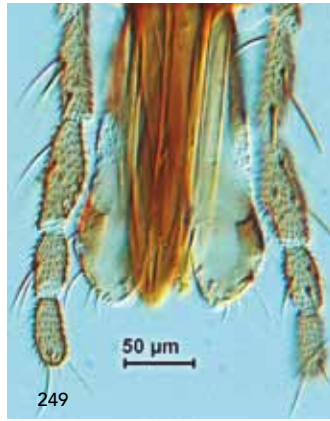


LÁMINA 17 · *C. impunctatus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 248); Palpos maxilares (Fig. 249); Detalle palpo (Fig. 250); Ala (Fig. 251); Detalle sensilas celocónicas (Fig. 252); Espermatecas (Fig. 253); ♂ Genitalia (Fig. 254).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,5-3 mm; Ala: 1,5 mm. Algunos ejemplares excepcionales superan estas medidas.

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (Fig. 255). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico ligeramente engrosado con varias fosetas sensoriales pequeñas distribuidas en la parte medial-distal (Fig. 256). Alas con manchas oscuras bien delimitadas repartidas por todo el ala. Los bordes apicales de las venas m_1 , m_2 y m_3 son oscuros (Fig. 257-258). Algunos ejemplares muestran las manchas oscuras en las celdas Cu , M_2 y M_1 ambiguas o ausentes (Fig. 257). Macrotricos dispersos por el ala. Dos espermatecas funcionales esféricas-ovoides de talla igual y una rudimentaria (Fig. 259).

Machos (Fig. 260): Noveno terguito convexo con dos procesos apicolaterales cortos y puntiagudos. Con una sutura central. Noveno esternito más o menos recto. Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos. Cuerpo del aedeagus quitinoso y de aspecto triangular. Parámetros separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas.

Observaciones: Las especies *C. lupicaris* y *C. pulicaris* forman parte del complejo *pulicaris* debido a su similitud morfológica.

Se ha observado gran variación intra-específica en cuanto a tamaño y patrón alar en *C. lupicaris*. Se han encontrado individuos cuyo tamaño y coloración alar era muy diferente respecto al morfotipo típico. En Álava no se han encontrado machos de *C. lupicaris*. La taxonomía de esta especie ha sido durante muchos años discutida por su similitud con *C. pulicaris* y *C. deltus*. Para algunos autores *C. deltus* y *C. lupicaris* son la misma especie. Especie bastante frecuente en el País Vasco.

Biología: Kettle & Lawson (1952) encontraron larvas en fango de pantanos más o menos desprovistos de vegetación. En el País Vasco, los máximos poblacionales para esta especie fueron en los meses de mayo, junio, julio y en otoño entorno al mes de octubre (Goldarazena & Romón, en prensa).

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda hasta gran parte de Rusia (Fauna Europaea, 2010). En España bien distribuida en el sur, centro y norte peninsular. Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria: La implicación del complejo *pulicaris* en la transmisión del virus de la Lengua Azul y la Peste Equina Africana ha sido demostrada en numerosas ocasiones (Mellor et al. 1990; Caracappa et al. 2003). Amplio rango de hospedadores (Ninio et al. 2010).

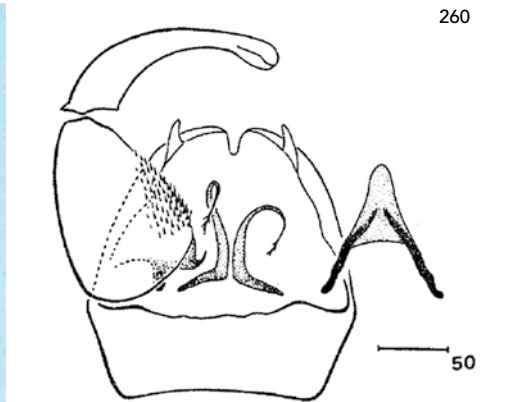
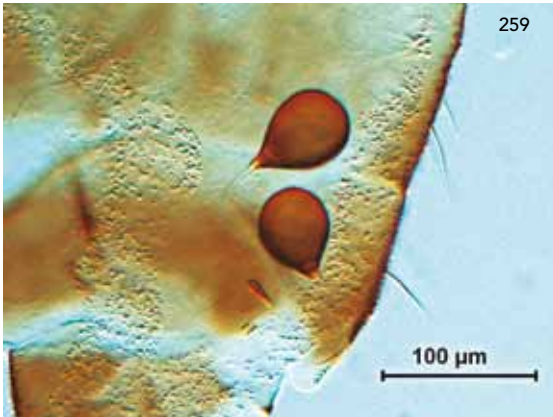
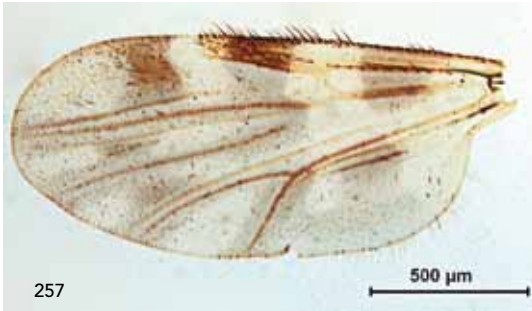
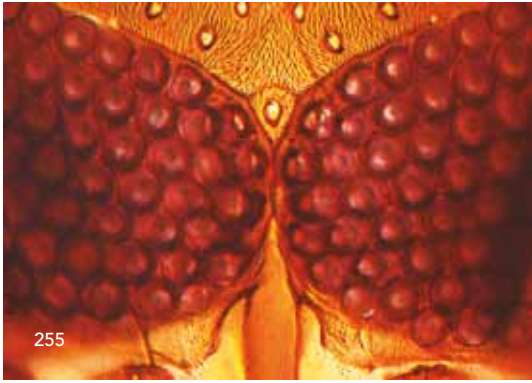


LÁMINA 18 · *C. lupicaris*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 255); Palpo maxilar (Fig. 256); Ala morfotipo I (Fig. 257); Ala morfotipo II (Fig. 258); Espermatecas (Fig. 259); ♂ Genitalia (Fig. 260).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,1 mm; Ala: 1,45 mm.

Hembras: Ojos fusionados por una pequeña sutura y no pubescentes (Fig. 261). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico ligeramente engrosado y con varias fosetas sensoriales pequeñas, algunas agrupadas formando unas más grandes, distribuidas en la parte medial-distal (Fig. 262). Alas claras con manchas oscuras bien delimitadas. Los bordes apicales de las venas m_1 , m_2 y m_3 son claros (Fig. 263). Dos espermatecas funcionales esféricas de talla similar y una rudimentaria (Fig. 264).

Machos (Fig. 265): Noveno terguito convexo con dos procesos apicolaterales cortos, puntiagudos y convergentes. Noveno esternito más o menos recto. Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* quitinoso de aspecto triangular alargado. Parámetros separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas.

Observaciones: *Culicoides newsteadi* se diferencia de *C. punctatus* principalmente por la presencia de una mancha alargada en la base de la vena m_2 , que frecuentemente está tan desarrollada que une las venas m_2 y m_1 . La genitalia de los machos es muy similar en *C. newsteadi* y *C. punctatus* por lo que el carácter más discriminante son las manchas del ala. Especie bastante menos frecuente que *C. punctatus* en el País Vasco. En cambio, en Andalucía es de las especies más abundantes (Ortega et al. 1999).

Biología: Sus larvas viven en los bordes fangosos de charcas y estanques (Foxi & Delrio, 2010). Forman enjambres para la cópula donde se encuentran los machos y las hembras (Downes, 1955).

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa desde Irlanda hasta Rusia, puede faltar en algunos países del este y centroeuropeos (Fauna Europaea, 2010). En España es común. Presente en Portugal.

Hábitos alimenticios: Se alimenta de la sangre de animales y también de las personas, causando serios problemas en determinados lugares (IHA, 2010).

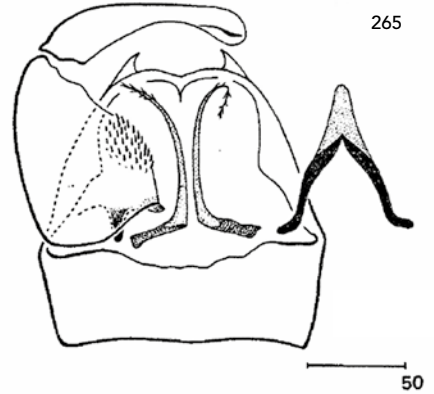
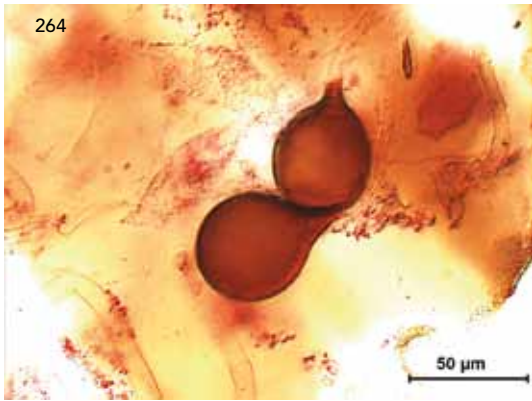
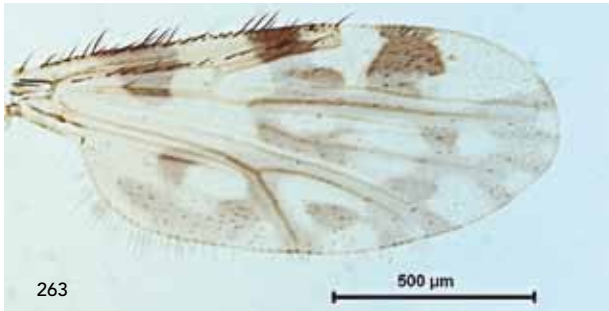
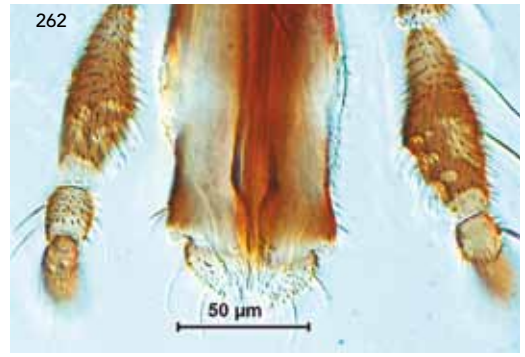


LÁMINA 19 · *C. newsteadi*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 261); Palpos maxilares (Fig. 262); Ala (Fig. 263); Espermatecas (Fig. 264); ♂ Genitalia (Fig. 265).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,5-3 mm; Ala: 1,5 mm.

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (Fig. 266). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico ligeramente engrosado con varias foseas sensoriales pequeñas distribuidas en la parte medial-distal (Fig. 267). Alas claras con manchas oscuras puntiformes bien delimitadas y repartidas por el ala. Los bordes apicales de las venas m_1 , m_2 y m_3 son oscuros (Fig. 268). Macrotricos dispersos por el ala. Dos espermatecas funcionales esféricas-ovoides de talla igual y una rudimentaria (Fig. 269).

Machos: Noveno terguito convexo con dos procesos apicolaterales cortos, puntiagudos y convergentes (Fig. 272). Con una pequeña sutura central. Noveno esternito más o menos recto o levemente cóncavo (Fig. 273). Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos (Fig. 271). Cuerpo del aedeagus quitinoso de aspecto triangular (Fig. 273). Parámetros separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas (Fig. 270).

Observaciones: Tanto *C. lupicaris* como *C. pulicaris* pueden separarse atendiendo a su patrón alar; *Culicoides pulicaris* presenta un ala clara con manchas oscuras pequeñas y delimitadas. Especialmente, hay que fijarse en la celda anal que presenta dos manchas oscuras puntiformes en *C. pulicaris* frente a *C. lupicaris* que tiene una mancha oscura grande irregular. La separación taxonómica de ambas especies sigue siendo un tema de discusión. Especie menos frecuente que *C. lupicaris* en el País Vasco.

Biología: Sus larvas viven en diversos hábitats como zonas fangosas (Kettle & Lawson, 1952). Forman enjambres para la cópula donde se encuentran los machos y las hembras (Downes, 1955). En el País Vasco los máximos poblacionales se registran en junio y julio.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente, norte y zona tropical de África. En Europa desde Irlanda hasta Rusia (Fauna Europaea, 2010). En España está bien distribuida por toda la Península, siendo más común en el sur que en el norte peninsular. Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: La implicación de *C. pulicaris* en la transmisión del virus de la lengua azul y de la Peste Equina Africana fue demostrada en España por Mellor *et al.* (1990) y en Sicilia por Caracappa *et al.* 2003. En Reino Unido, Mellor & McCaig (1974) informaron que *C. pulicaris* está vinculada con la enfermedad alérgica de los caballos. Se alimenta de ovejas, caballos, búfalos y de sangre humana (IHA, 2010).

Lámina 20 · *C. pulicaris* ♀ · ♂

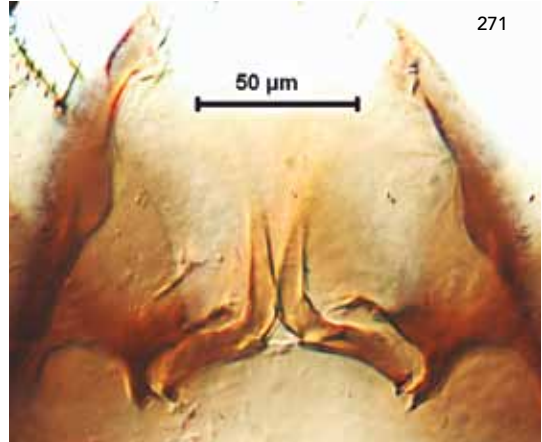
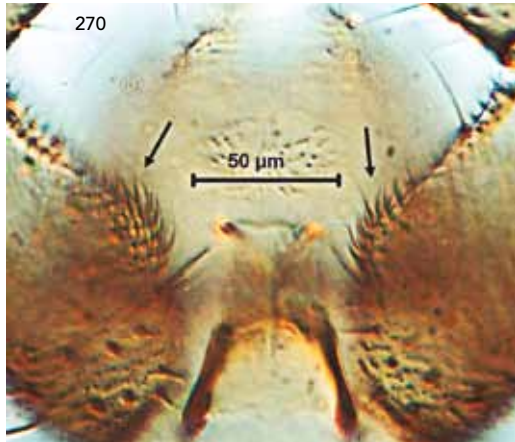
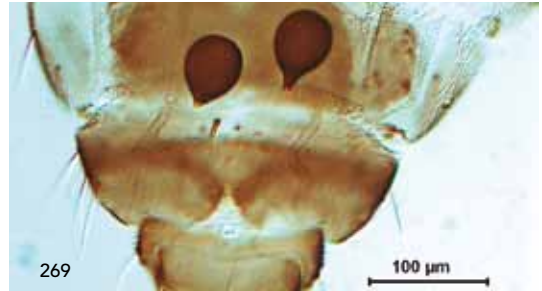
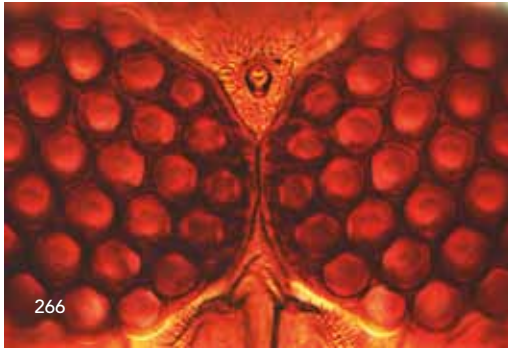


LÁMINA 20 · *C. pulicaris*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 266); Palpos maxilares (Fig. 267); Ala (Fig. 268); Espermatecas (Fig. 269); ♂ Cerdas del estilo basal (Fig. 270); Apodemas y parámetros (Fig. 271).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,2 mm; Ala: 1,5 mm.

Hembras: Ojos fusionados y no pubescentes (Fig. 274). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico ligeramente engrosado y con varias fosetas sensoriales pequeñas, algunas agrupadas formando unas más grandes, distribuidas en la parte medial-distal (Fig. 275). Alas claras con manchas oscuras bien delimitadas, algunas de ellas puntiiformes. Los bordes apicales de las venas m_1 , m_2 y m_3 son claros (Fig. 276 y 278). Macrotricos dispersos por el ala. Dos espermatecas funcionales esféricas de talla igual y una rudimentaria (Fig. 277).

Machos (Fig. 280): Noveno terguito convexo con dos procesos apicolaterales cortos, puntiagudos y convergentes (Fig. 281). Noveno esternito carente de membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos (Fig. 280). Cuerpo del aedeagus quitinoso de aspecto triangular alargado (Fig. 282). Parámetros separados con el ápice sedoso. Cara interna de la parte medio-basal del estilo basal con numerosas cerdas cortas, gruesas y aserradas (Fig. 281). Ala del macho similar a la de la hembra (Fig. 279).

Observaciones: Los bordes claros en las partes distales de las venas m_1 , m_2 y m_3 permiten separar a *C. punctatus* y *C. newsteadi* del complejo *pulicaris*. Especie abundante en el País Vasco y común en el resto de España.

Biología: Parece que crían en compañía del complejo *pulicaris*. Seguramente formen enjambres para la cópula donde se encuentran los machos y las hembras.

Distribución: Paleártico hasta Mongolia, Cercano Oriente, norte y zona tropical de África. En Europa distribución generalizada desde Irlanda hasta Rusia (Fauna Europaea, 2010). En España está bien distribuida por toda la Península, incluido Portugal.

Lámina 20 · *C. pulicaris* ♂



LÁMINA 20 · *C. pulicaris*; ♂ Procesos apicolaterales (Fig. 272); Aedeagus (Fig. 273).

Importancia médico–veterinaria y hábitos alimenticios: Hasta el momento no se ha aislado el virus de la lengua azul en esta especie, aunque se sospecha que vive y se comporta de forma similar a *C. pulicaris*. Amplio rango de hospedadores entre los cuales están los conejos, ganado vacuno y équidos (Ninio et al. 2010).

Lámina 21 · *C. punctatus* ♀

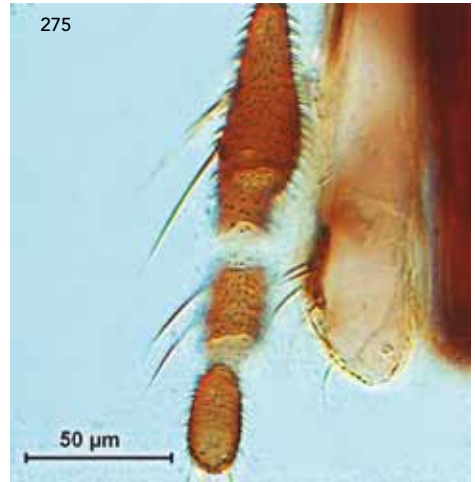
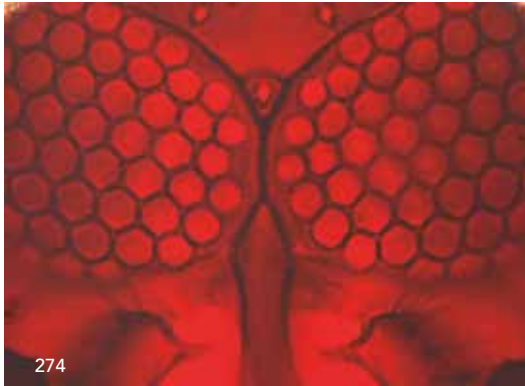


LÁMINA 21 · *C. punctatus* ; ♀ Ojos compuestos (Fig. 274); Detalle palpo (Fig. 275); Ala morfotipo I (Fig. 276); Ala morfotipo II (Fig. 277); Espermatecas (Fig. 278).

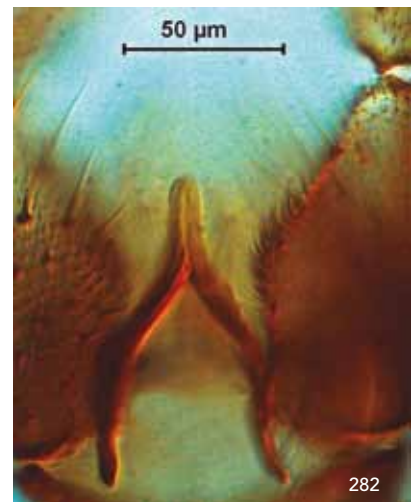
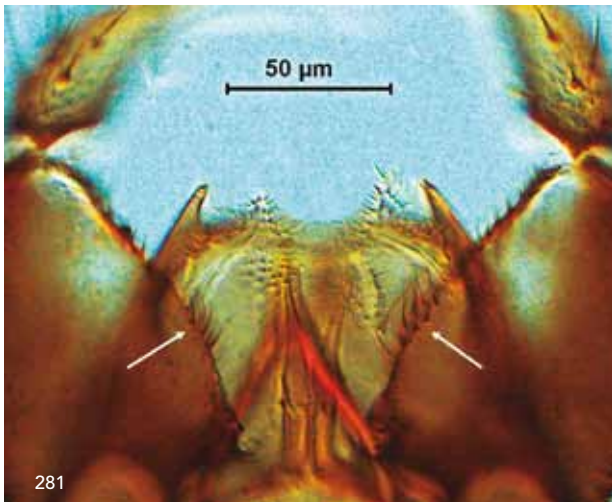
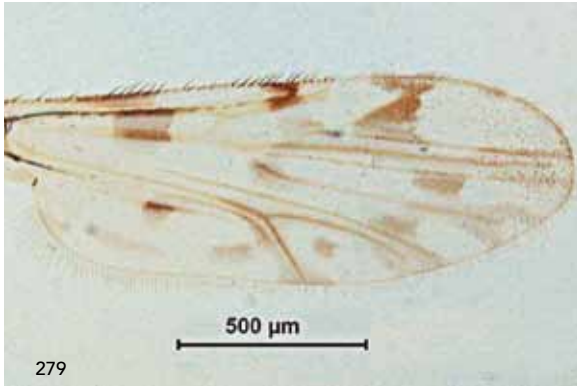


LÁMINA 21 · *C. punctatus*; ♂ Ala (Fig. 279); Genitalia (Fig. 280); Procesos apicolaterales y cerdas del estilo basal (Fig. 281); Aedeagus (Fig. 282).

Descripción: ♀ Tamaño: 3,5 mm; Ala: 1,8 mm. Es la especie más grande capturada en el País Vasco.

Hembras: Ojos ampliamente separados y no pubescentes (Fig. 283). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 8 al 10. Tercer segmento palpar largo y subcilíndrico con una foseta sensorial pequeña y poco profunda ubicada apicolateralmente (Fig. 284-285). Alas con un patrón de manchas muy oscuro y de contorno borroso (Fig. 286). Segunda celda radial muy oscura. Una espermateca funcional grande y con forma de «retorta». Cuello de unión de la espermateca al conducto genital ensanchado (Fig. 287). El tórax presenta una mancha amarilla en el escutelo.

Machos (Fig. 288): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo medio (gruesos), que a su vez forman una sutura conspicua central. Noveno esternito levemente cóncavo y de bordes sinuosos. Los ejemplares capturados presentaban la membrana basal no espiculada. Apodemas con coxitos ventrales cortos y redondeados. Coxitos dorsales bien desarrollados. Cuerpo del *aedeagus* robusto con su parte apical acabada en dos puntas convergentes y que forman a su vez una semi-esfera bajo éstas. Parámetros soldados con aspecto de «tijera».

Observaciones: Es la especie de mayor tamaño encontrada, junto a algunos ejemplares excepcionales de *C. lupicaris*. Sólo es posible confundirla con *C. riethi* y *C. puncticollis* aunque esta última no ha sido capturada en el País Vasco. *Culicoides riethi* presenta una espermateca en forma de maza cuyo cuello de unión al conducto genital es estrecho. Especie minoritaria en el País Vasco, aunque puede ser relativamente abundante en algunas zonas como Badajoz (Sánchez-Murillo, 2009).

Biología: Uslu (2003) encontró a *C. nubeculosus* criando en barro contaminado con estiércol cerca de reservorios de agua y barro de pantanos. Los lodos donde habitan las larvas poseen salinidad media y pH neutro. El estiércol que contaminaba el agua donde criaban procedía de heces de ganado, ovejas, pollos, patos y gansos. Esta especie junto con *C. riethi* y *C. variipennis* son las especies más difundidas y sencillas para criar en cautividad (Boorman, 1974).

Distribución: Paleártico, norte de África y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda hasta la mayor parte de Rusia (Fauna Europaea, 2010). En España presenta una amplia distribución. Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Es un vector conocido de *Onchocerca cervicalis* en los caballos en Europa (Mellor, 1972) y es la causa de reacciones alérgicas en el ganado por sus picaduras (IAH, 2010). Se ha visto en pruebas de laboratorio que el virus de la Lengua Azul se replica en el interior de esta especie, por lo que debe tenerse en cuenta en relación a la transmisión de virus en un futuro. Amplio rango de hospedadores como las ovejas, caballos y el hombre.

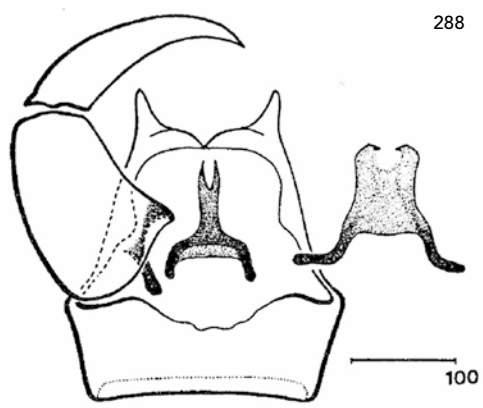
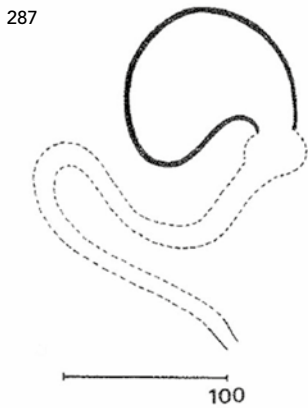
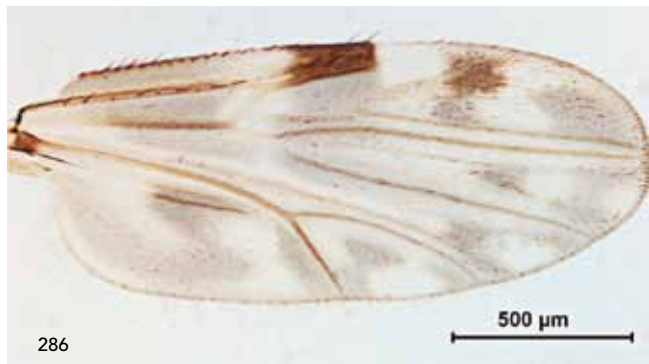
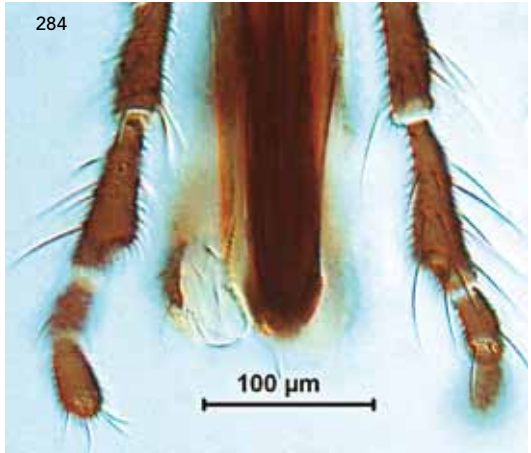


LÁMINA 22 · *C. nubeculosus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 283); Palpos maxilares (Fig. 284); Detalle palpo (Fig. 285); Ala (Fig. 286); Espermateca (Fig. 287); ♂ Genitalia (Fig. 288).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,5 mm; Ala: 1,48 mm.

Hembras: Ojos moderadamente separados y no pubescentes (Fig. 289). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 8 al 10. Tercer segmento palpar subcilíndrico con una foseta sensorial circular de contorno más o menos delimitado, que recuerda a la del complejo *obsoletus* (Fig. 290-291). Las alas son completamente de color blanquecino, (transparentes), a excepción de una mancha oscura prominente en la región radial (Fig. 294). Con macrotricos en toda la superficie alar que destacan sobre el fondo transparente. **Halterios** de coloración oscura (Fig. 292). Una espermoteca funcional con forma arriñonada (Fig. 293).

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo moderado y estrechos. Sin lóbulos accesorios ni surco central (Fig. 297). Noveno esternito escotado o convexo y sin la membrana basal espiculada (Fig. 298). Apodemas con coxitis ventrales muy cortos y redondeados, mientras que los coxitis dorsales están bien desarrollados (Fig. 296). Cuerpo del *aedeagus* robusto y bífido en su parte apical (Fig. 299). Parámetros soldados con aspecto de «cromosoma» gruesos (Fig. 296). Ala similar a la de la hembra (Fig. 295).

Observaciones: Similar a *C. stigma* pero con una distribución más amplia en la Península Ibérica. Especie poco abundante en el País Vasco.

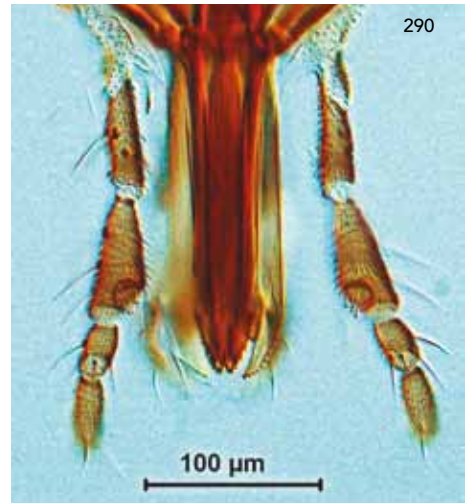
Biología: Edwards (1939) encontró larvas entre las algas verdes flotantes de un pequeño estanque y capturó adultos que supuestamente se estaban alimentando de sangre de caballos. Uslu (2010) capturó *C. parroti* en materiales tomados de suelo húmedo y barro junto a arroyos y de sitios con carrizos y juncos. Parece tratarse de una especie que cría en lugares sin materia orgánica (Foxi & Delrio, 2010).

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa desde Irlanda hasta Rusia; ausente en Escandinavia y países del este (Fauna Europaea, 2010). En España bien representado en Andalucía, Badajoz y Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009). Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Edwards (1939) y Mellor & McCaig (1974) encontraron hembras alimentándose de sangre de caballos. Campbell & Pelham-Clinton (1960) observaron hembras sobre ganado. Coluzzi & Kremer (1964), en Italia, detectaron cientos de hembras alimentándose en las tardes de mayo y junio de caballos, ganado vacuno y cerdos. Gerry *et al.* (2009) encontraron especímenes entre mayo y septiembre en ovejas, e informaron de que se trataba de la especie más abundante después de *C. obsoletus* s.s. picando al ganado ovino. Hasta el momento no se ha aislado el VLA de esta especie, pero debe tenerse en cuenta, ya que *C. sonorensis*, perteneciente al mismo subgénero, es el principal vector en Estados Unidos (Sarto i Monteys *et al.* 2009).

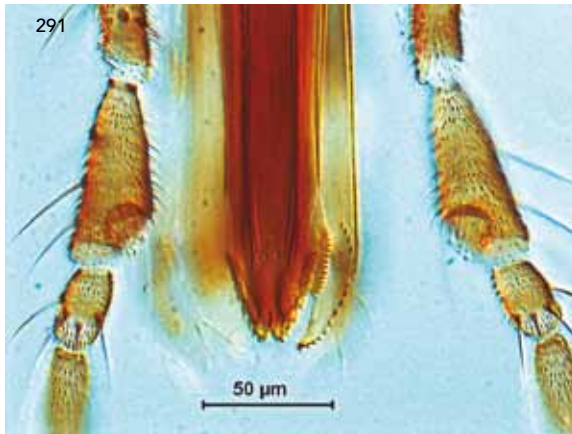


289



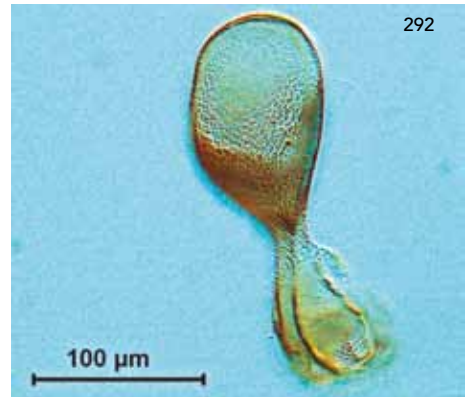
290

100 µm



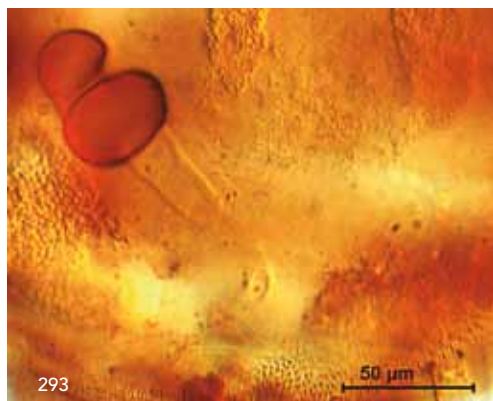
291

50 µm



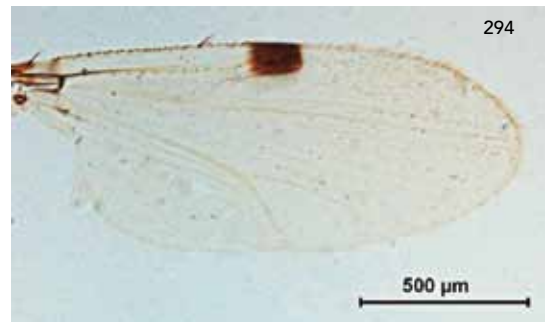
292

100 µm



293

50 µm



294

500 µm

LÁMINA 23 · *C. parroti*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 289); Palpos maxilares (Fig. 290); Detalle palpos (Fig. 291); Halterio (Fig. 292); Espermateca (Fig. 293); Ala (Fig. 294).

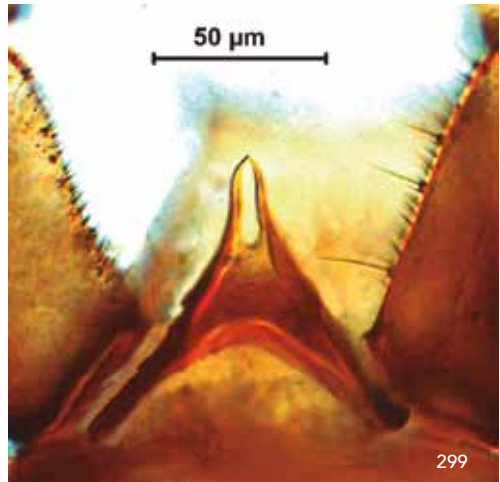
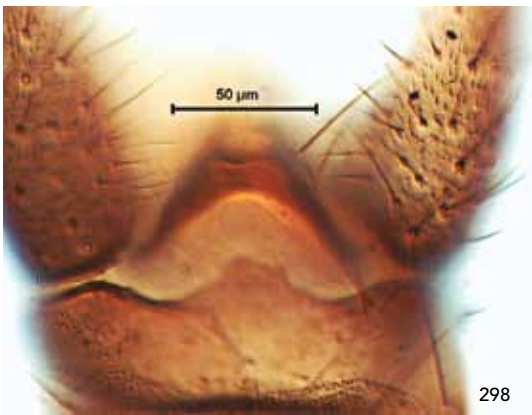
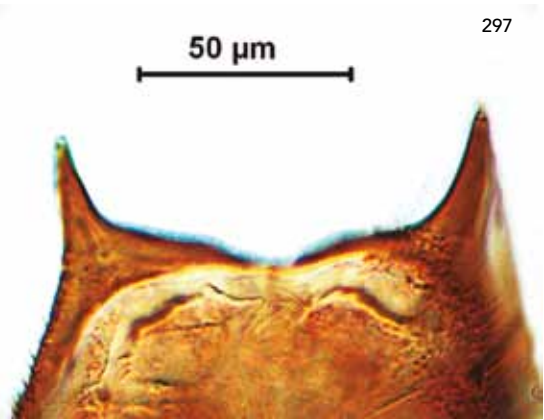
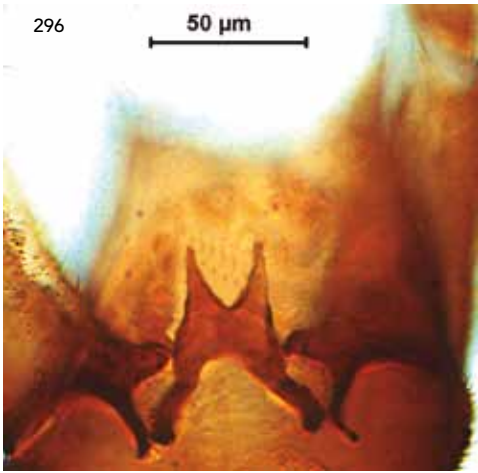
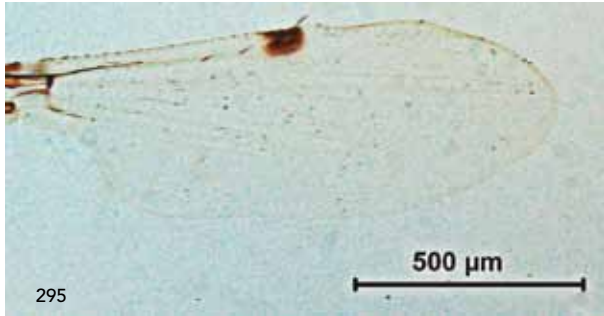


LÁMINA 23 · *C. parroti*; ♂ Ala (Fig. 295); Parámetros y apodemas (Fig. 296); Procesos apicolaterales (Fig. 297); Esternito (Fig. 298); Aedeagus (Fig. 299).

Descripción: Tamaño del ejemplar ♀: 2,5 mm; Ala: 1,6 mm.

Hembras: Ojos ampliamente separados y no pubescentes (**Fig. 300**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 8 al 10. Tercer segmento palpar subcilíndrico con una foseta sensorial pequeña y poco profunda ubicada apicolateralmente (**Fig. 301**). Alas con un patrón de manchas oscuro y de contorno borroso (**Fig. 302**). Segunda celda radial bastante oscura. Macrotricos dispersos por el ala. Una espermateca funcional ovoide en forma de maza con un conducto rectilíneo al menos dos veces más largo que la espermateca. Cuello de unión de la espermateca al conducto genital estrecho (**Fig. 303**). El tórax carece de mancha amarilla en el escutelo.

Machos (Fig. 304): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo escaso y divergente. Sutura central inconspicua. Noveno esternito con una escotadura estrecha y con la membrana basal no espiculada. Apodemas con los coxitos ventrales cortos y redondeados. Coxitos dorsales bien desarrollados. Cuerpo del *aedeagus* muy similar a los parámetros, pero más robusto. Parámetros soldados con aspecto de «tijera».

Observaciones: Posible confusión con *C. nubeculosus*. Especie minoritaria e infrecuente en el País Vasco.

Biología: Uslu & Dik (2010) encontraron larvas en barro de balsas contaminadas con heces de aves de corral y en barro rico en estiércol cerca de reservorios de agua. Esta especie cría en lugares ricos en materia orgánica. Se trata de una especie costera, pero también se encuentra en tierra adentro, sobre todo en los hábitats salinos. Al igual que *C. nubeculosus* es posible mantener colonias en el laboratorio (Boorman, 1974).

Distribución: Paleártico, norte de África y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda hasta la mayor parte de Rusia; ausente en Escandinavia y países del este (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela *et al.* 1993) y en España en Badajoz (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983) y en Andalucía (Ortega, 1993).

Importancia médico–veterinaria y hábitos alimenticios: Es autógena para el primer lote de huevos, pero necesita alimentarse de sangre para la siguiente puesta.

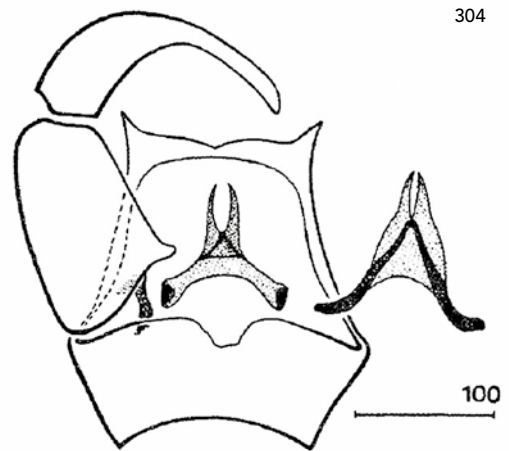
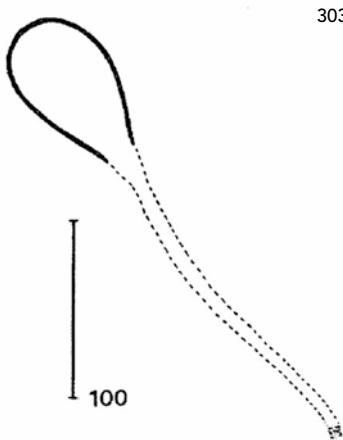
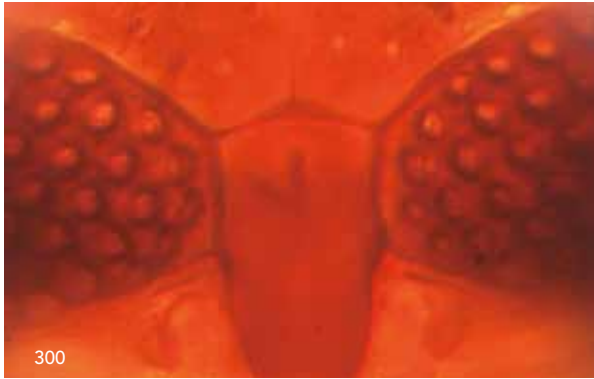


LÁMINA 24 · *C. riethi*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 300); Detalle palpo (Fig. 301); Ala (Fig. 302); Espermateca (Fig. 303); ♂ Genitalia (Fig. 304).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,6 mm; Ala: 1,56 mm

Hembras: Ojos moderadamente separados y no pubescentes (Fig. 305). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 8 al 10. Tercer segmento palpar largo y subcilíndrico con una o varias fosetas sensoriales poco profundas (Fig. 306-307). Las alas son completamente de color blanquecino, (transparentes), a excepción de una mancha oscura prominente en la región radial (Fig. 308). Con macrotricos en toda la superficie alar que destacan sobre el fondo transparente. Halterios de coloración pálida (Fig. 309). Una espermateca funcional de forma esférica con un ápice digitiforme (Fig. 310).

Machos (Fig. 312): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales cortos y estrechos. Dos lóbulos accesorios muy desarrollados formando un surco ancho entre ellos (Fig. 315). Noveno esternito con una escotadura cóncava y con la membrana basal espiculada (Fig. 313). Apodemas (coxitos ventrales) muy cortos y redondeados, mientras que los coxitos dorsales están bien desarrollados (Fig. 315). Cuerpo del *aedeagus* robusto con su parte apical acabada en dos puntas (Fig. 314). Parámetros soldados con aspecto de «cromosoma» de cuerpo más delgado que *C. parroti* (Fig. 315). Ala similar a la de la hembra (Fig. 311).

Observaciones: Especie que se diferencia fácilmente del resto por la presencia de una sola mancha muy oscura en la región radial, excepto con *C. parroti* cuya ala es muy similar, pero el resto de caracteres mencionados permiten diferenciar ambas especies. Poco abundante en el País Vasco.

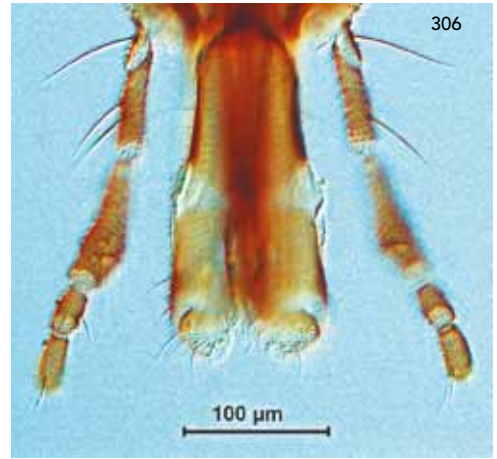
Biología: Parece que cría en el barro que se seca completamente durante el verano, al igual que *C. nubeculosus*, *C. circumscriptus* y *C. festivipennis* (Kettle & Lawson, 1952).

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda a gran parte de Rusia (Fauna Europaea, 2010). Presente en la Península Ibérica.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Especie mamofílica. Hasta el momento no se ha aislado el virus de la Lengua Azul en esta especie, pero debe tenerse en cuenta como posible vector ya que pertenece al mismo subgénero que el principal vector vírico en los Estados Unidos, *C. sonorensis*.

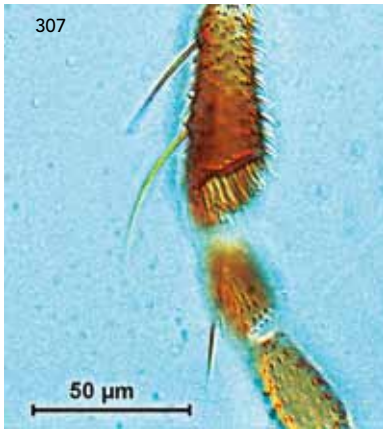


305



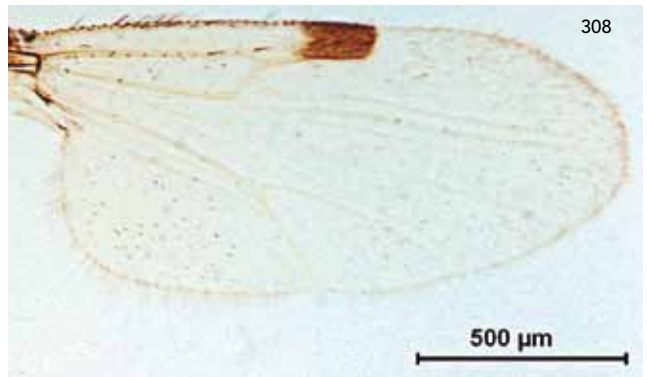
306

100 μ m



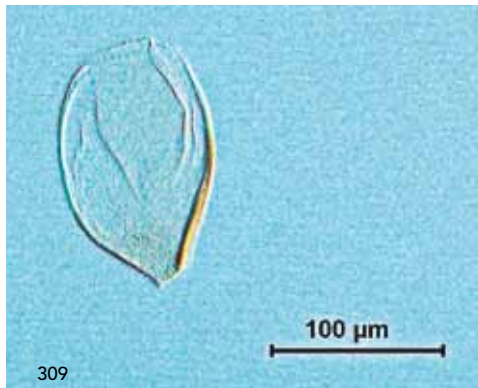
307

50 μ m



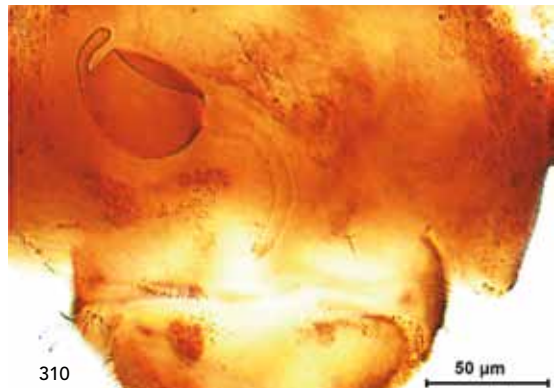
308

500 μ m



309

100 μ m



310

50 μ m

LÁMINA 25 · *C. stigma*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 305); Palpos maxilares (Fig. 306); Detalle palpo (Fig. 307); Ala (Fig. 308); Halterio (Fig. 309); Espermateca (Fig. 310).

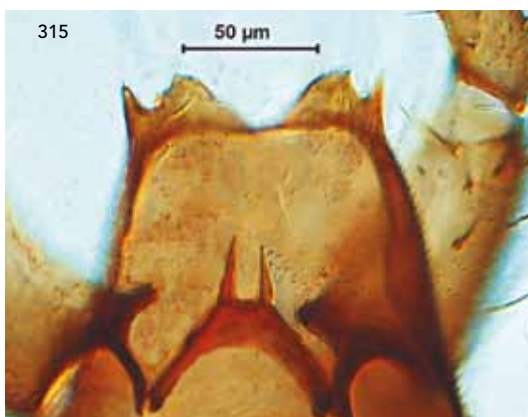
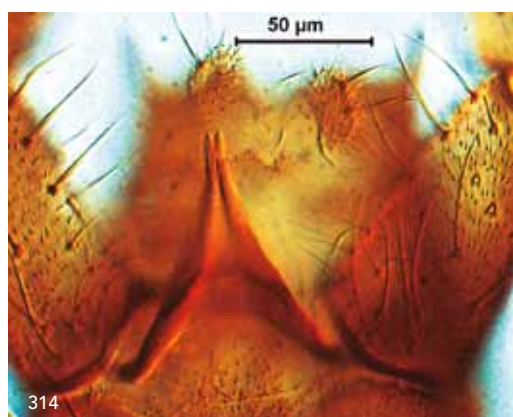
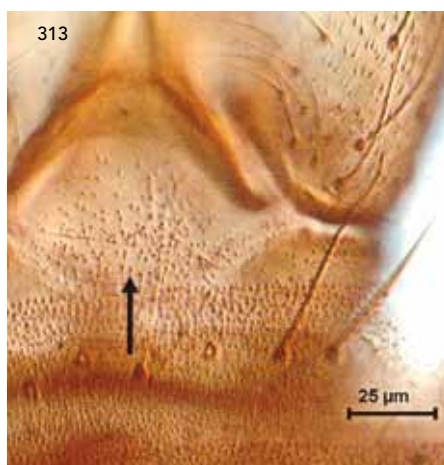
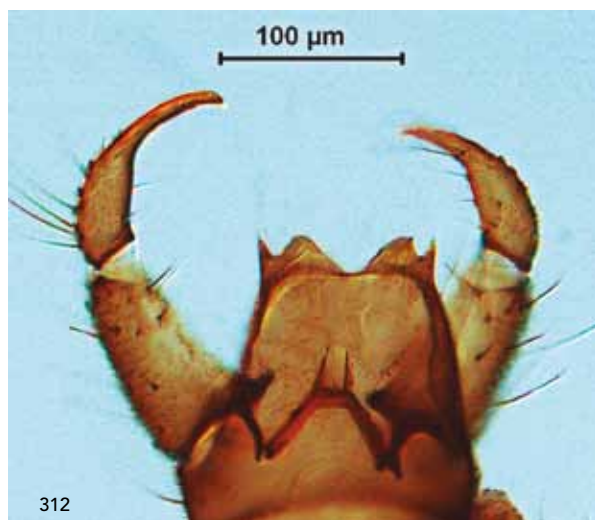
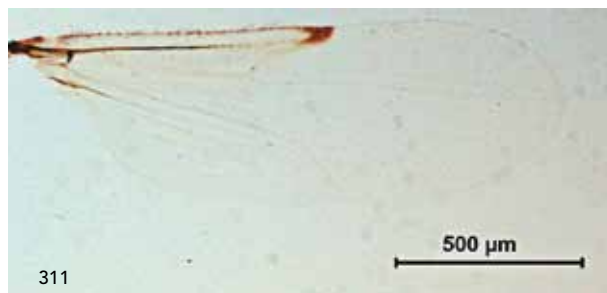


LÁMINA 25 · *C. stigma*; ♂ Ala (Fig. 311); Genitalia (Fig. 312); Membrana basal (Fig. 313); Aedeagus (Fig. 314); Parámetros, apodemas y lóbulos accesorios (Fig. 315).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,9 mm. Ala: 1,39 mm

Hembras: Ojos muy levemente separados y no pubescentes (**Fig. 316**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Índice antenal (AR) <1,55. Tercer segmento palpar engrosado con una foseta sensorial grande que ocupa la mitad apical, poco profunda y de contorno bien delimitado (**Fig. 317**). Alas oscuras con manchas claras bien definidas. Presenta manchas claras en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y An. Con manchas en el área 2, otra sobre área 1, vena r-m que continúa hasta M. En ocasiones, la mancha de M está separada de la mancha que engloba r-m y área 1. Con una mancha pequeña e inconspicua en el *arculus* (**Fig. 318**). Macrotricos abundantes por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales ovoides sin pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 319**).

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales largos, bien desarrollados. (**Fig. 323**). Noveno esternito con escotadura anular y sin membrana basal espiculada (**Fig. 322**). Apodemas (coxitis ventrales) largos y puntiagudos (**Fig. 321**). Cuerpo del *aedeagus* rectangular-trapezoidal (**Fig. 322**). Parámetros separados, largos y sinuosos (**Fig. 321**). Ala similar a la de la hembra (**Fig. 320**).

Observaciones: Se la conoce en la literatura antigua con el nombre de *C. musilator*. Especie que a la lupa puede confundirse con el patrón alar de *C. simulator*, incluso con *C. picturatus*. La mancha en el área 2 así como las manchas del área 1, r-m y M son más pequeñas en *C. alazanicus* que en *C. simulator*. Además, en *C. simulator* la mancha en M se extiende hacia la base de la celda M_2 . Los ojos están más separados en *C. simulator*. Aunque el patrón de manchas de *C. picturatus* se asemeja a *C. alazanicus*, el color de fondo, forma y tamaño del ala difieren significativamente. Además, es suficiente con observar los palpos al máximo aumento de la lupa (40x) para certificar que en *C. picturatus* no están engrosados. Especie rara en el País Vasco.

Biología: Se han encontrado larvas de *C. alazanicus* criando en barro a lo largo de un canal.

Distribución: Cercano Oriente. En Europa en Alemania, Bélgica, Bosnia-Herzegovina, Croacia, Dinamarca, Eslovaquia, Francia, Gran Bretaña, República Checa y Ucrania (Fauna Europaea, 2010.) En España en Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2005) y en Badajoz (Sánchez-Murillo, 2009).

Hábitos alimenticios: Se desconocen, aunque las hembras muestran un buen desarrollo de las piezas bucales.

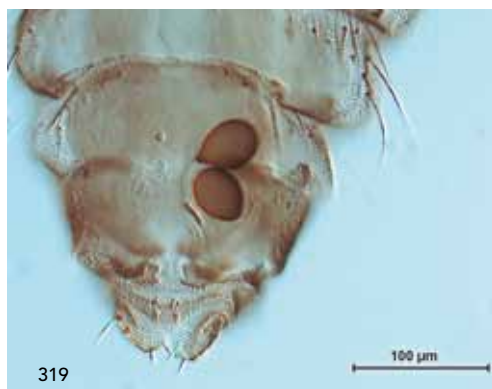
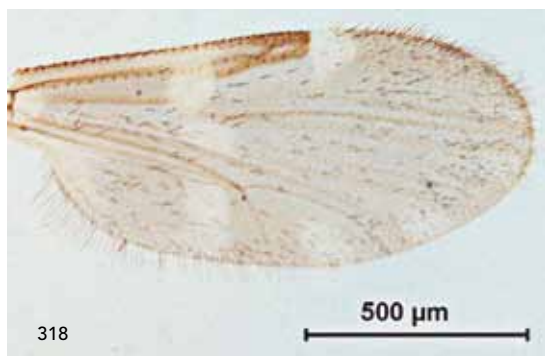
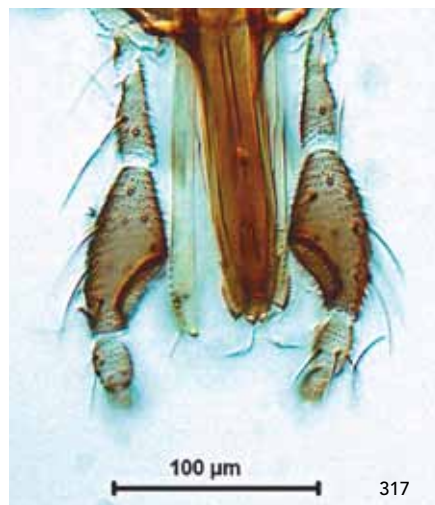
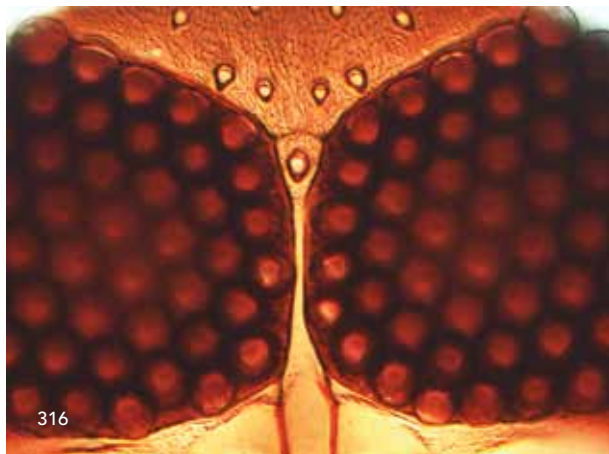


LÁMINA 26 · *C. alazanicus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 316); Palpos maxilares (Fig. 317); Ala (Fig. 318); Espermatecas (Fig. 319).

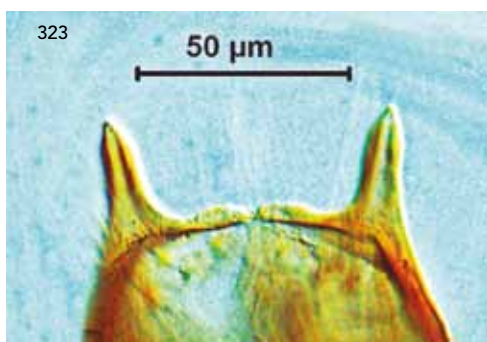
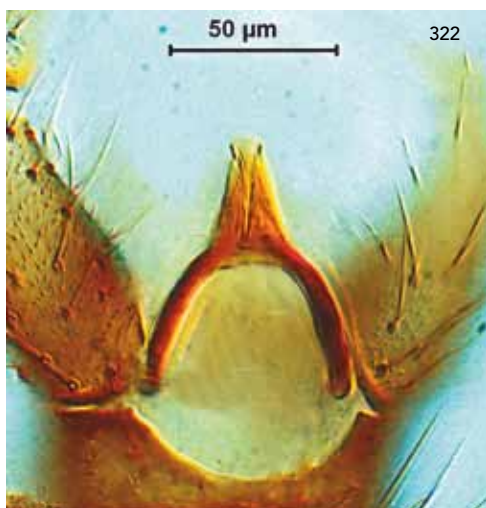
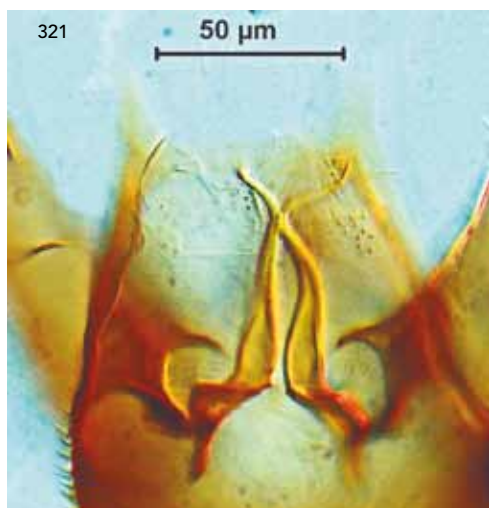


LÁMINA 26 · *C. alazanicus*; ♂ Ala (Fig. 320); Genitalia (Fig. 321); Aedeagus y membrana basal (Fig. 322); Procesos apicolaterales (Fig. 323).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,1 mm; Ala: 1,5 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 324). Antenas con sensilas celocónicas de distribución muy variable. En los ejemplares capturados en el País Vasco se ha encontrado la siguiente distribución de sensilas celocónicas: siempre presente en los artejos 3 y del 11 al 15, muy frecuentemente también en los artejos 5, 7 y 9, y ocasionalmente también en 4, 6, 8 y 10. Se suele cumplir que los artejos antenales 9 y 10 son dicromáticos (mitad castaño y mitad amarillo) (Fig. 328). Tercer segmento palpar subcilíndrico con una fosea grande unida a varias foseas pequeñas o varias foseas pequeñas abundantes y agrupadas (Fig. 325-326). Alas de fondo gris tenue casi transparentes, que a la luz de la lupa adquiere tonos crema, especialmente la venación; con tres manchas sombrías: una conspicua ocupando el área bajo las celdas radiales, otra diminuta en la parte distal de las venas cu_1 y otra más acusada en cu_2 (Fig. 327). Dos espermatecas funcionales esféricas y una rudimentaria (Fig. 329).

Machos (Fig. 331): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo medio. Con lóbulos accesorios levemente desarrollados que a su vez forman una ligera sutura central (Fig. 332). Noveno esternito con escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) conspicuos con forma de «zapato» (Fig. 332). Cuerpo del *aedeagus* con dos diminutos apéndices laterales que surgen de la base de su cuerpo (Fig. 333). Parámetros gruesos característicos, que forman tres triples torsiones en su trayectoria; extremo de los parámetros con cerdas (Fig. 332). Ala similar a la de la hembra (Fig. 330).

Observaciones: Los machos se caracterizan por los apodemas ventrales en forma de «zapato» y la presencia de apéndices laterales en la base del cuerpo del *aedeagus*. Puede presentar confusión con *C. vexans* y con *C. santonicus*. Se diferencian de *C. vexans* por los parámetros tan característicos. Las hembras de *C. vexans* inicialmente pueden confundirse con *C. brunnicans*, pero la ausencia total de manchas sombrías en el ala es propio de *C. vexans*. Al microscopio, las foseas de los palpos y el color de los artejos antenales permiten inclinarse por una u otra especie. Los machos de *C. santonicus* son similares a *C. brunnicans*, pero existen diferencias en la posición de inserción de los apéndices laterales, ápice del *aedeagus* así como en las manchas alares. Especie frecuente en el País Vasco.

Biología: Desconocida. Kremer (1965) obtuvo un macho de muestras en barro recogido en la región de Gorges (Manche) en Francia.

Distribución: Cercano Oriente. En Europa en la República Checa, Dinamarca, Francia, Alemania, Gran Bretaña, Irlanda, Italia, Cerdeña y Eslovaquia, Portugal (Fauna Europaea, 2010). En España presente en Andalucía, Badajoz y Cataluña.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Meilhan (1927) informó que podría picar al hombre, citando como picadora a la especie afín *C. albicans* Winnertz. Se ha visto que se alimentan de bóvidos (Ninio et al. 2010).

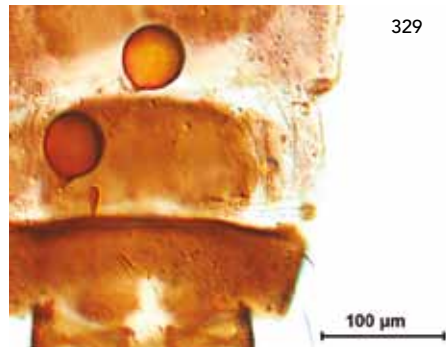
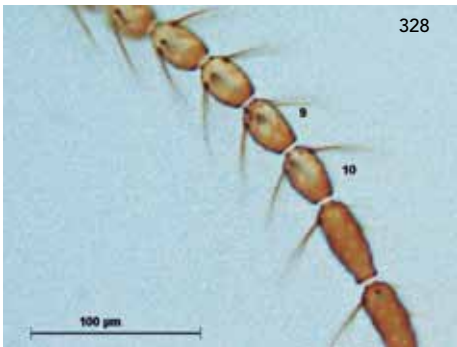
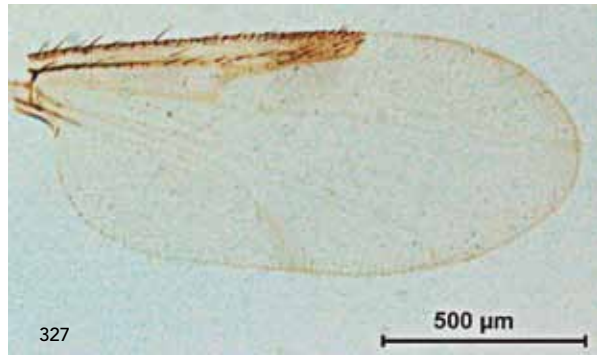
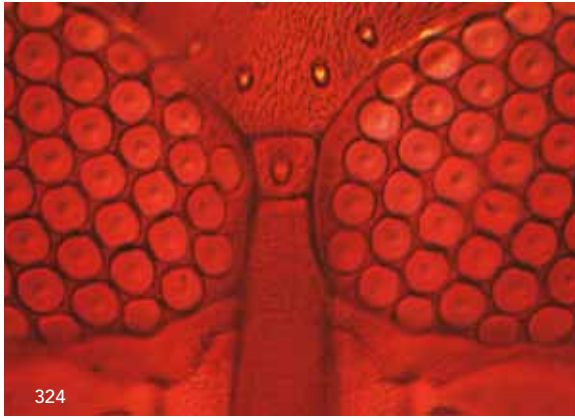


LÁMINA 27 · *C. brunnicans*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 324); Palpos maxilares (Fig. 325); Detalle palpo (Fig. 326); Ala (Fig. 327); Artejos antenales (Fig. 328); Espermatecas (Fig. 329).

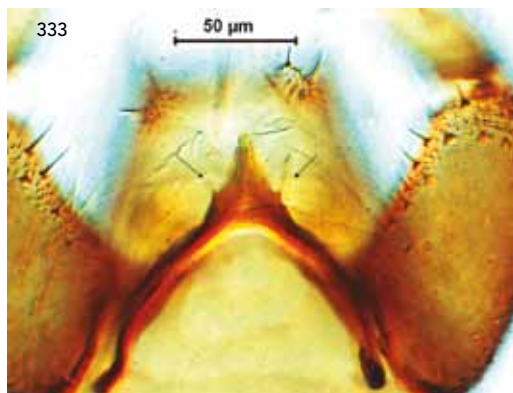
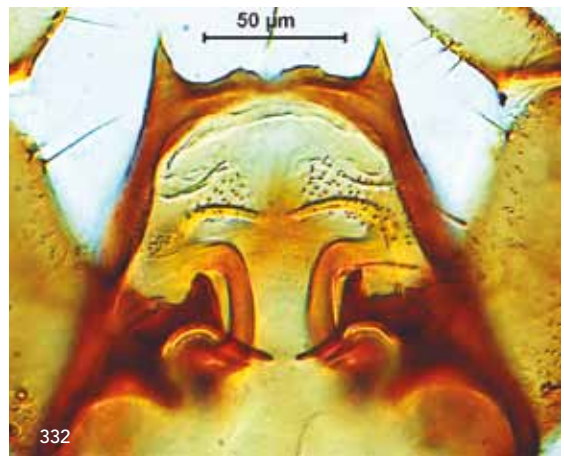
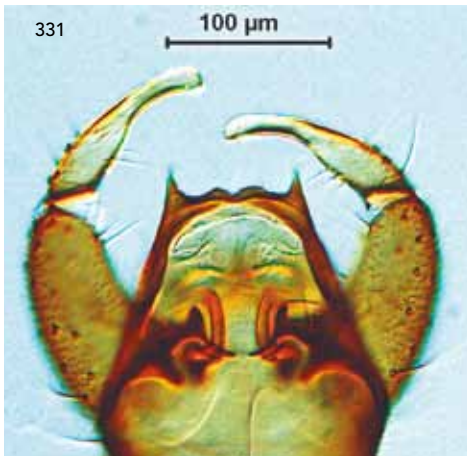
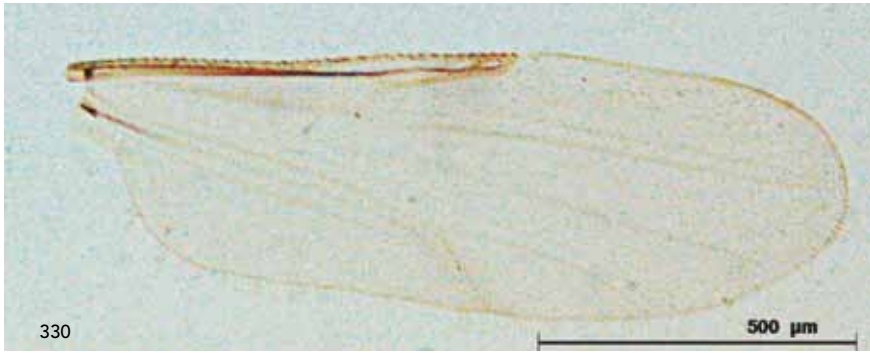


LÁMINA 27 · *C. brunnicans*; ♂ Ala (Fig. 330); Genitalia (Fig. 331); Apodemas y parámetros (Fig. 332); Aedeagus (Fig. 333).

Descripción: ♀ Tamaño: 2 mm; Ala: 1,27 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 334**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos del 3 al 9 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar engrosado con una foseta sensorial grande, poco profunda y de contorno delimitado (**Fig. 335 y 337**). Alas oscuras con manchas claras en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y An. Además, con manchas en el área 2, otra ocupando el área 2 y vena r-m, y otra en M. Con manchas en M_2 y M_1 , además de una conspicua en el *arculus* que se extiende a la zona basal anal. En ocasiones las manchas en R_5 y M_1 son difusas (**Fig. 336**). Macrotrícos abundantes por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales ovoides y una rudimentaria pequeña, larga y digitiforme (**Fig. 338**).

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales largos, muy desarrollados. Con dos pequeños lóbulos accesorios poco perceptibles. Una pequeña sutura central (**Fig. 340**). Noveno esternito con una escotadura anular y sin membrana basal espiculada (**Fig. 341**). Apodemas (coxitos ventrales) largos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal (**Fig. 342**). Parámetros separados terminados en punta. Ala similar a la de la hembra (**Fig. 339**).

Observaciones: Es una especie que a la lupa es idéntica a *C. gejjelensis*. La ausencia de sensila celocónica en el artejo antenal 10 es el carácter que lo diferencia de *C. gejjelensis*, el cual si posee dicha sensila. En ocasiones, pueden encontrarse ejemplares que tengan sensila en el artejo 10 en una antena y en la otra no. Especie escasa en el País Vasco.

Biología: Braverman *et al.* (1974) encontraron larvas de *C. cataneii* en suelos relativamente pobres en materia orgánica. Mellor & Pitzolis (1979) descubrieron larvas en sitios no contaminados de fugas de tubos de riego. Estos datos contrastan, con los obtenidos por Foxi & Delrio (2010) que encontraron gran número de larvas en lugares ricos en materia orgánica (barro de estanques y hierba húmeda junto a una granja de ganado) de diferentes hábitats.

Distribución: Cercano Oriente y norte de África. En Europa en Gran Bretaña, Francia, Alemania, Croacia, Italia, Portugal, Grecia y Chipre (Fauna Europaea, 2010). En España en Alicante (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983), Andalucía (Ortega, 1993), y Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009).

Hábitos alimenticios: Parece tratarse de una especie ornitófila (Foxi & Delrio, 2010).

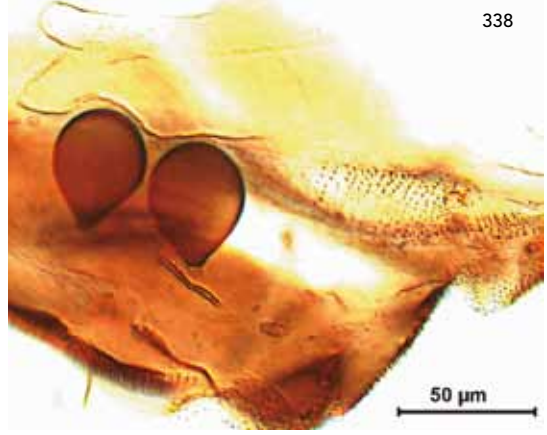
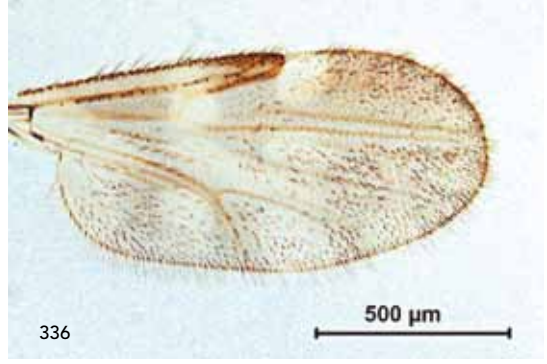
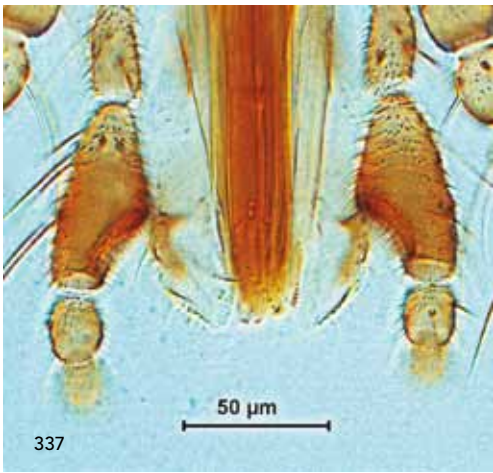
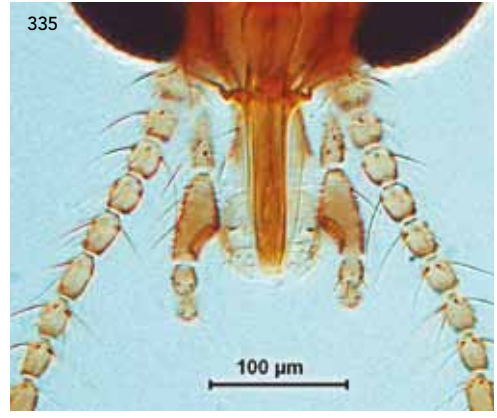
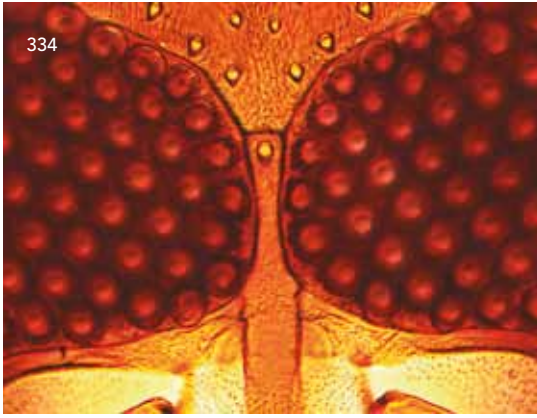


LÁMINA 28 · *C. cataneii*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 334); Palpos maxilares (Fig. 335); Detalle palpos (Fig. 337); Ala (Fig. 336); Espermatecas (Fig. 338).

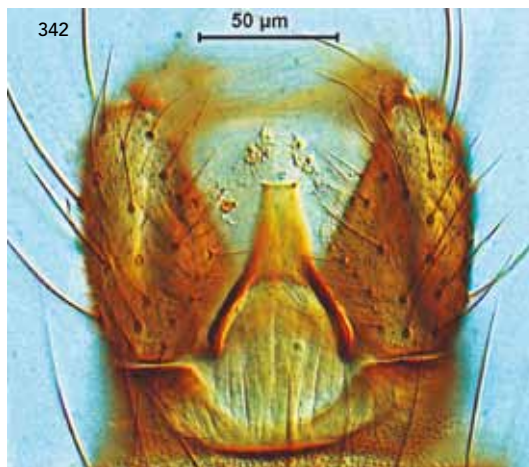
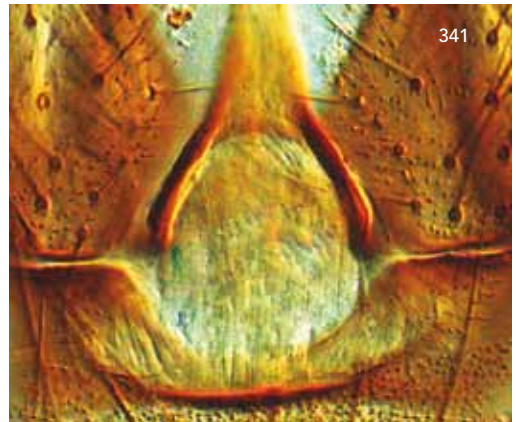
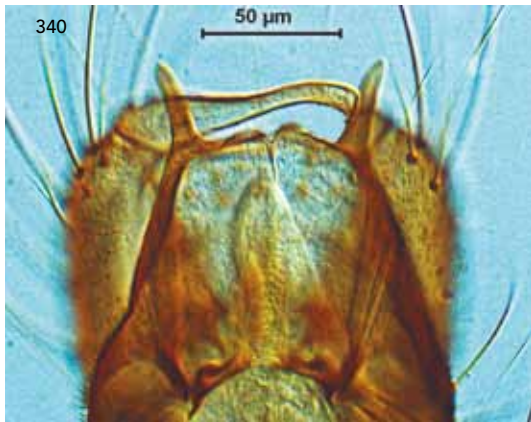
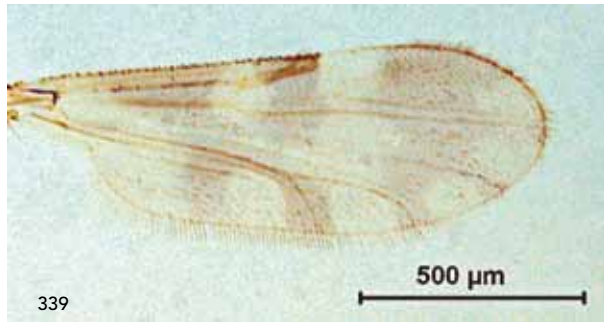


LÁMINA 28 · *C. cataneii*; ♂ Ala (Fig. 339); Genitalia (Fig. 340); Membrana basal (Fig. 341); Aedeagus (Fig. 342).

Descripción: ♀ Tamaño: 2 mm; Ala: 1,21 mm

Hembras: Ojos separados levemente y no pubescentes (**Fig. 343**). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Presencia de ornamentación post-faríngea, a modo de 5-8 espinas de base ancha que se estrechan en su longitud y se insertan en el tegumento (los ejemplares capturados tenían 5 espinas de media) (**Fig. 347**). Tercer segmento palpar engrosado con una foseta sensorial grande, de profundidad media y de contorno delimitado (**Fig. 344**). Alas muy oscuras con manchas claras bien definidas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu. Además de una mancha bilobulada en la celda An y una en la parte basal de An. La mancha en R_5 es grande y se extiende hacia la parte posterior. Otra mancha pequeña en el *arculus*, en el área 2, otra sobre el área 1 y vena r-m, una mancha en M, y una pequeña en la parte basal de M_1 y otra alargada en la parte basal de M_2 . Además, presenta una mancha pequeña sobre la vena m_1 (**Fig. 345**). Macrotrícos abundantes por toda el ala, especialmente en la vena costa, radial y ápice superior del ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas, subiguales, con el pedicelo muy corto y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme.

Machos (Fig. 348): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados (largos y gruesos). Noveno esternito con escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) finos, largos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* pequeño y trapezoidal con los bordes laterales membranosos. Parámeros separados con su parte basal-medial gruesa y con los ápices terminados sinuosamente en punta.

Observaciones: Especie con un patrón alar muy similar a *C. festivipennis*. La mancha en R_5 larga y grande, el mayor número de espinas post-faríngeas, y la distribución de sensilas celocónicas permite diferenciar a *C. clastrieri* de *C. festivipennis*. Especie minoritaria.

Biología: Las larvas se han encontrado en los bordes de lodo de de los acúmulos de agua (IHA, 2010).

Distribución: Europa desde Gran Bretaña hasta Rusia; ausente en países del este y algunos centroeuropeos (Fauna Europaea, 2010). Nueva cita para la Península Ibérica.

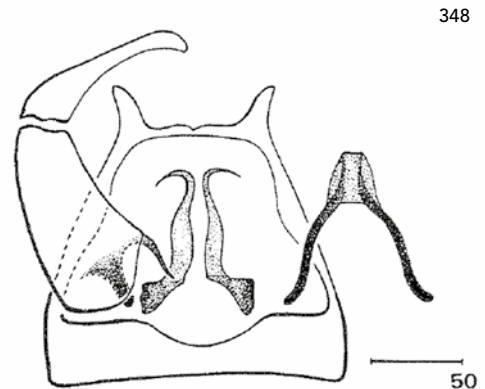
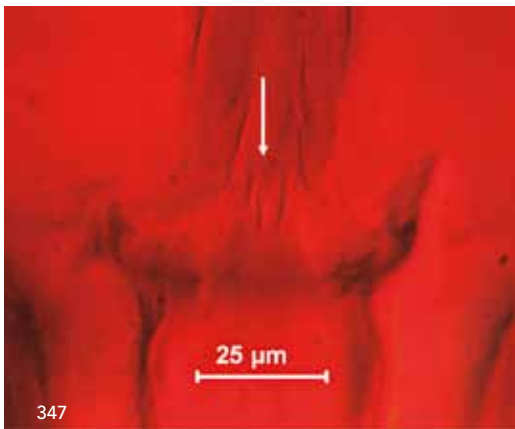
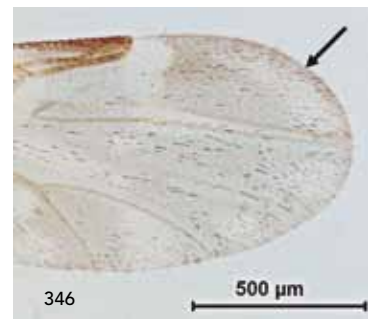
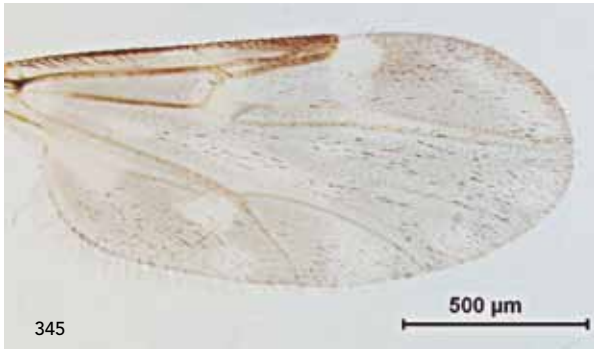
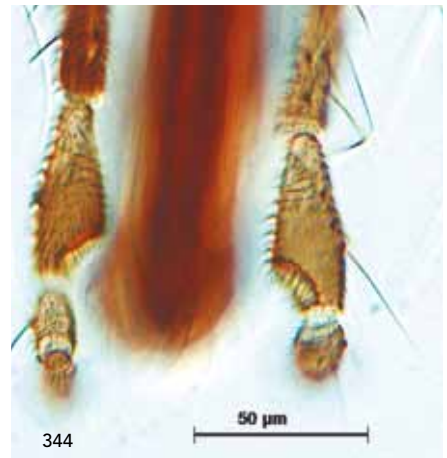
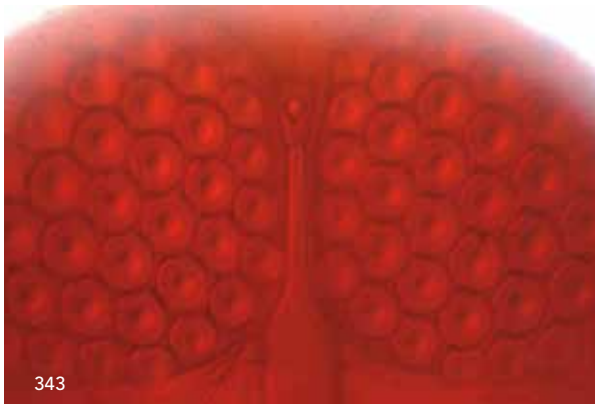


LÁMINA 29 · *C. clastrieri*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 343); Palpos maxilares (Fig. 344); Ala (Fig. 345); Ornamentación post-faríngea (Fig. 347); Detalle alar (Fig. 346); Espermatecas idénticas a *C. festivipennis*; ♂ Genitalia (Fig. 348).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,6; Ala: 2 mm

Hembras: Ojos separados (Fig. 349) y fuertemente pubescentes (Fig. 350-351). Antenas con sensilas celocónicas de distribución variable. En el caso de los ejemplares encontradas en el País Vasco en los artejos 3, 7 y del 9 al 15. Tercer artejo palpar voluminoso con aspecto característico (triángulo-rectángulo) presentando una foseta sensorial pequeña-mediana y profunda de contorno definido e irregular (Fig. 352). El borde exterior de la foseta presenta una banda pigmentada de color castaño oscuro. Alas claras sin manchas, muy grandes y anchas (Fig. 353). Macrotricos abundantes por toda el ala. Dos espermatecas funcionales ovoides sin pedicelo diferenciado y una rudimentaria (Fig. 354).

Machos (Fig. 355): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales gruesos y de longitud media. Presencia de dos lóbulos accesorios desarrollados que forman a su vez una sutura central. Noveno esternito surcado y con la membrana basal sin espículas. Apodemas con los coxitos ventrales ausentes o débilmente desarrollados. Cuerpo del *aedeagus* con forma de trapecio alargado. Parámetros separados de corta longitud y cuya base es rectangular. Los parámetros siguen una trayectoria rectilínea y acaban en punta. Además se cruzan ligeramente en su trayectoria.

Observaciones: Es conocido en la literatura antigua con el nombre de *C. chaetophthalmus*. Los machos fueron descubiertos varios años después que las hembras. Tiene un aspecto conspicuo y que a primera vista no recuerda al género *Culicoides*. La fuerte pubescencia ocular, no es propia del género *Culicoides* y en la fauna del País Vasco solo *Culicoides chiopterus* comparte dicho carácter. No se han encontrado machos en Euskadi. Especie minoritaria e infrecuente. Se trata de una especie rara en general, de biología e importancia médica desconocida hasta el momento.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa presente en centroeuropa preferentemente, Francia, Alemania, Polonia, República Checa, Eslovaquia, Ucrania, Rumania, parte de Rusia y Noruega (Fauna Europaea, 2010). Seguramente esté presente en otros muchos países pero su minoritaria abundancia es la causa de que no se capture en las trampas. Esta especie se cita por primera vez en la Península Ibérica.

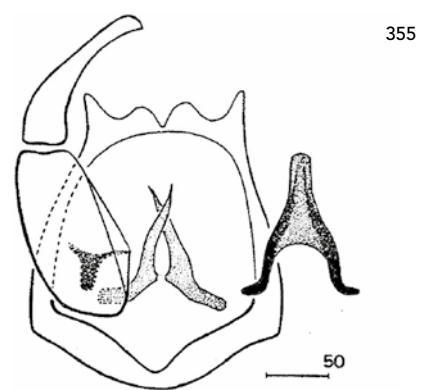
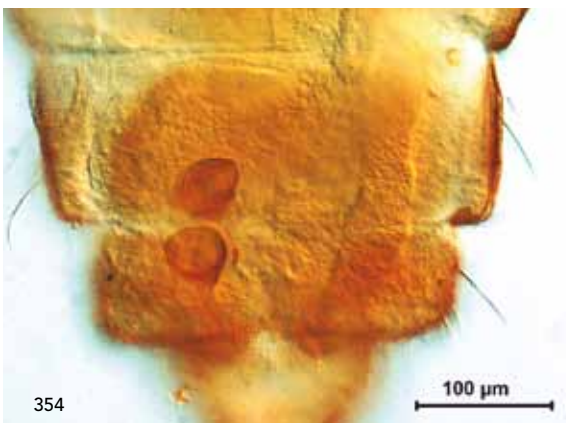
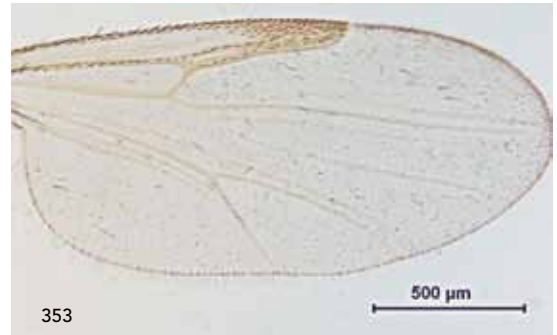
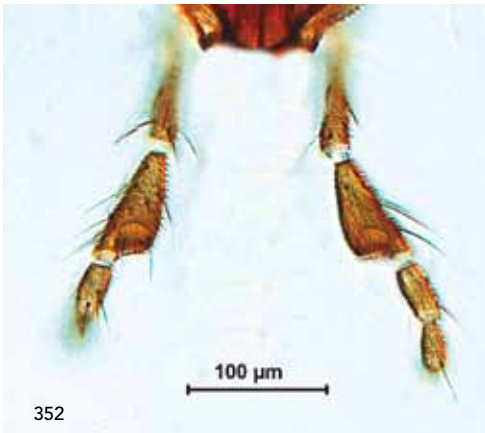
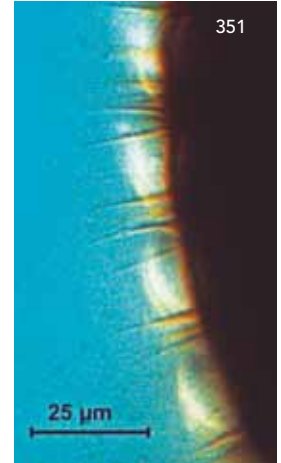


LÁMINA 30 - *C. comosioculatus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 349); Pubescencia ocular (Fig. 350); Detalle pubescencia (Fig. 351); Palpos maxilares (Fig. 352); Ala (Fig. 353); Espermatecas (Fig. 354); ♂ Genitalia (Fig. 355).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,1 mm; Ala: 1,48 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 356**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Presencia de ornamentación post-faríngea, a modo de 3 a 4 espinas de base ancha que se estrechan en su longitud y se insertan en el tegumento (**Fig. 360**). Tercer segmento palpar engrosado con una foseta sensorial grande, de profundidad media y de contorno delimitado (**Fig. 357-358**). Alas muy oscuras con manchas claras bien definidas (**Fig. 359**). Manchas claras en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y una bilobulada o dos separadas en la parte distal de la celda An y una en la parte basal de la An. Además, con manchas en el *arculus*, en el área 2, en el área 1 y vena r-m, dos en M, y una pequeña en la parte basal de M_1 y otra alargada o imperceptible en M_2 . Además, presenta una pequeña mancha encima de la vena cu y la más característica es una pequeña mancha sobre la vena m_1 (**Fig. 362b**). Macrotricos abundantes por todo el ala, especialmente en la vena costa, radial y ápice superior del ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas, subiguales, con el pedicelo muy corto y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 361**).

Machos (Fig. 363): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados (largos y gruesos) (**Fig. 363**). Noveno esternito con escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada (**Fig. 364**). Apodemas (coxitos ventrales) finos, largos y puntiagudos (**Fig. 363**). Cuerpo del *aedeagus* pequeño y trapezoidal con los bordes laterales membranosos (**Fig. 364**). Parámetros separados con su parte basal-medial gruesa y terminación sinuosa en punta (**Fig. 363**). Ala similar a la de la hembra (**Fig. 362a**).

Observaciones: Se la conoce en la literatura antigua como *C. odibilis*. Especie con un patrón alar esbelto y característico. Sólo puede confundirse con *C. clastrieri* ya que posee un patrón alar muy similar, del que se diferencia en la presencia de una mancha grande y larga en R_5 y una mancha larga en M, mientras que *C. festivipennis* tiene una mancha pequeña y corta en R_5 y en M tiene 2 o 3 manchas pequeñas. La mancha clara en la parte medial de la vena m_1 junto a la ornamentación post-faríngea la hacen inconfundible con otras especies. Abundante en la mayor parte de la Península.

Biología: Se conocen bastantes datos acerca de los lugares de cría de esta especie. *Culicoides festivipennis* cría en el barro rico en materia orgánica y en suelos húmedos mezclados con contenido orgánico (Kitaoka & Morii, 1963), en suelos con juncos y en barro alrededor de presas (Kitaoka & Morii, 1963; Kettle, 1993; Uslu, 2003). En estudios más recientes, Uslu & Dik (2010) han encontrado a *C. festivipennis* criando en barro rico en estiércol cerca de reservorios de agua. Es de las especies más abundantes en barro con juncos, barro alrededor de arroyos y suelo húmedo con alta proporción de materia orgánica. Aunque en general, se trata de una especie generalista con la habilidad de criar en casi todas partes. Además de abundante materia orgánica, parece preferir zonas de cría con pH altos, y concentraciones elevadas de P, K y Zn. Se han capturado numerosos

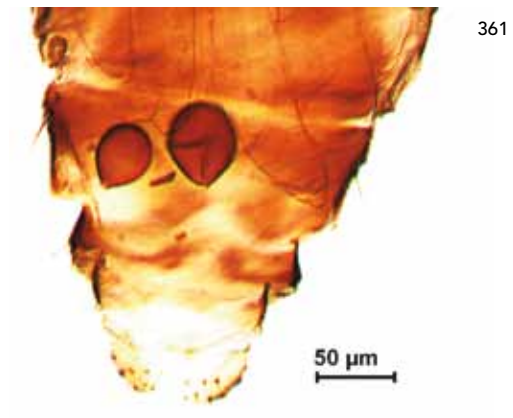
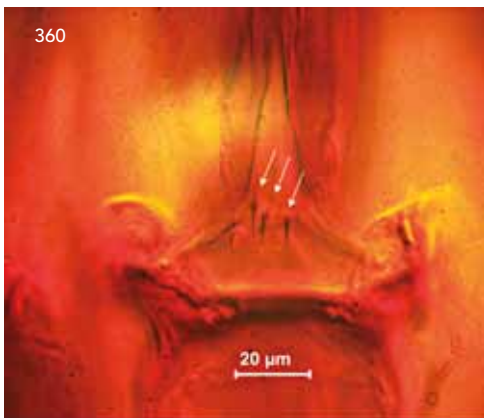
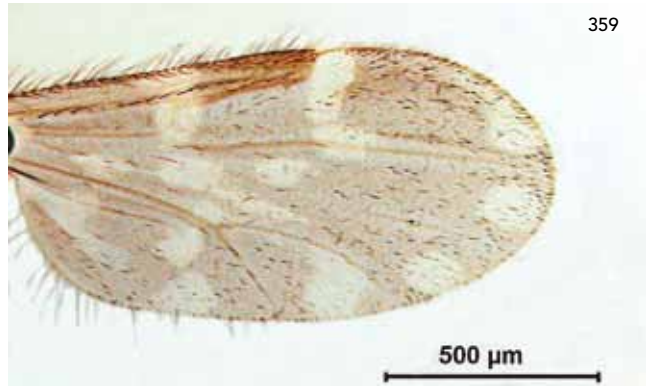
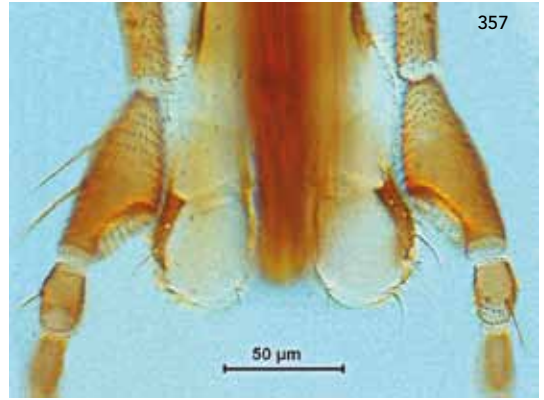
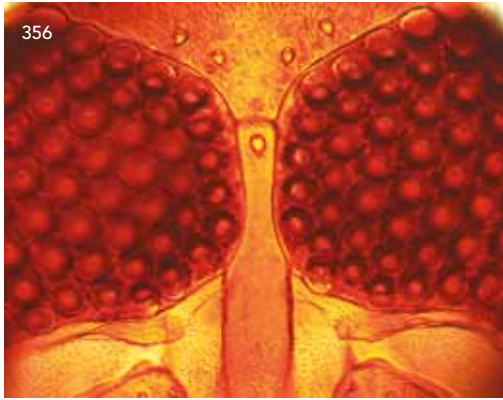


LÁMINA 31 · *C. festivipennis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 356); Palpos maxilares (Fig. 357); Detalle palpo (Fig. 358); Ala (Fig. 359); Ornamentación post-faríngea (Fig. 360); Espermatecas (Fig. 361).

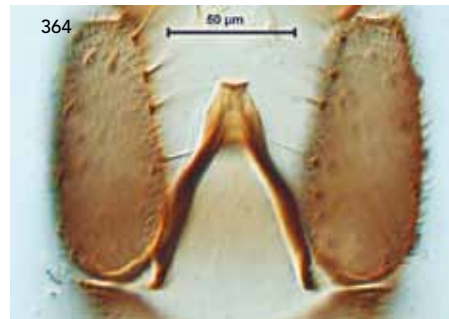
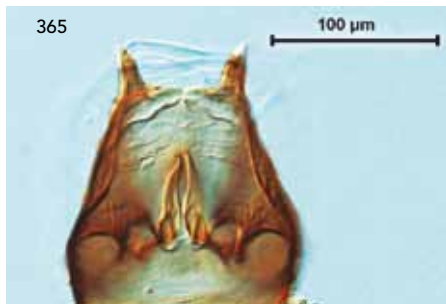
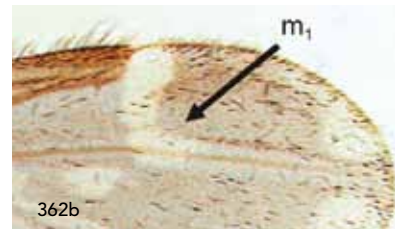
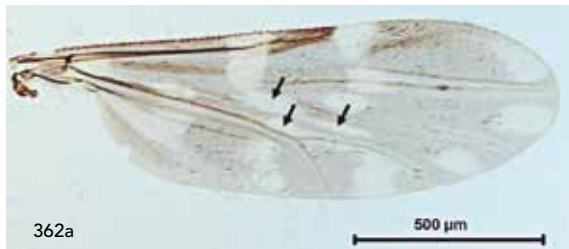


LÁMINA 31 · *C. festivipennis*; ♂ Ala (Fig. 362a); Detalle alar ♀ (Fig. 362b); ♂ Genitalia (Fig. 363); Aedeagus y membrana basal (Fig. 364).

ejemplares mediante trampas de emergencia caseras en el barro húmedo de una charca situada en un bosque de pinos en Legutiano, Álava (Observación personal, 2009). Se trata de una especie cuyos lugares de cría están asociados a especies como *C. circumscriptus* y *C. cataneii* entre otros.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa ampliamente difundido desde Irlanda hasta gran parte de Rusia; puede faltar en algunos países del este (Fauna Europaea, 2010). En España presente en Andalucía, Badajoz (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983), Córdoba (Mellor *et al.* 1985), Salamanca, Madrid, Pontevedra, Cádiz y Segovia (Anónimo, 1992) y Cádiz, Huelva, Málaga, Sevilla (Ortega *et al.* 1999), Segovia (De la Puente *et al.* 2009) y Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009). Presente en Portugal.

Importancia médico–veterinaria y hábitos alimenticios: Parece tratarse de una especie ornitofílica. Kitaoka y Morii (1963) observaron en Japón que esta especie se alimentaba mayoritariamente de aves de corral y raramente de ganado y es considerado sospechoso como vector de *Leucocytozoon caulleryi*, uno de los más importantes protozoos en aves. Boorman (1986) encontró eritrocitos nucleados en el interior de hembras recién alimentadas de *C. festivipennis*, sugiriendo una dieta ornitofílica en lugar de una mamofílica como se había creído hasta ese momento. De la Puente *et al.* (2009) observaron que esta especie era la tercera más abundante en cajas nido artificiales de Herrerillo común (*Cyanistes caeruleus*) en un bosque de *Quercus pyrenaica*, en la provincia de Segovia. De igual manera, Votýpka *et al.* (2009) capturaron ejemplares en el interior de cajas nido en la República Checa.

Descripción: ♀ Tamaño: 1,9 mm; Ala: 1,35 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 365). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 11 al 15; y presencia variable del 7 al 10. Lo más común en ejemplares montados en preparaciones microscópicas, ha sido encontrar sensilas celocónicas en los artejos 7 y 9 o únicamente en el artejo 7, aunque se han observado el resto de posibilidades (Fig. 368). Tercer segmento palpar subcilíndrico con una foseta sensorial de profundidad escasa-media (Fig. 366). Alas castañas con manchas claras en el área 2 y sobre la vena r-m (Fig. 367). Macrotricos abundantes por todo el ala, especialmente en la vena costa, radial y en su ápice superior. Dos espermatecas funcionales ovoides-esféricas, con el pedicelo muy corto y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 369).

Machos (Fig. 371): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales largos, muy desarrollados y carentes de sutura central (Fig. 371). Noveno esternito con una escotadura ancha y cóncava. Membrana basal levemente espiculada (Fig. 372). Apodemas (coxitos ventrales) finos, largos y puntiagudos. Cuerpo del aedeagus rectangular y largo (Fig. 372-373). Parámetros separados con base característica y ápice terminado en 2 o 3 cerdas cortas (no siempre apreciables) (Fig. 371). Ala similar a la de la hembra (Fig. 370).

Observaciones: Su identificación es confusa al asemejarse a *C. kibunensis*, *C. pallidicornis* y especialmente a *C. achrayi* en el patrón alar. Al máximo aumento de la lupa (40x) la observación de los palpos permite separar *C. kibunensis* de *C. furcillatus* al poseer el 3^{er} artejo palpar muy voluminoso y engrosado respecto a *C. furcillatus*. Por lo general, el ala de *C. furcillatus* es más estilizada, grande, con el ápice muy castaño y las manchas son claras pequeñas y difusas respecto a *C. achrayi*. Especie abundante en el País Vasco.

Biología: Desconocida. Podría encontrarse asociada a hábitats de bosques.

Distribución: Europa. Presente en Dinamarca, Francia, Alemania, Gran Bretaña, Irlanda, Eslovaquia, Suiza, Ucrania, Polonia y Córcega (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela et al. 1990) y en España en Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009).

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Desconocido. Ninio et al. (2010) observaron que se alimentaban de la sangre de conejos. Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

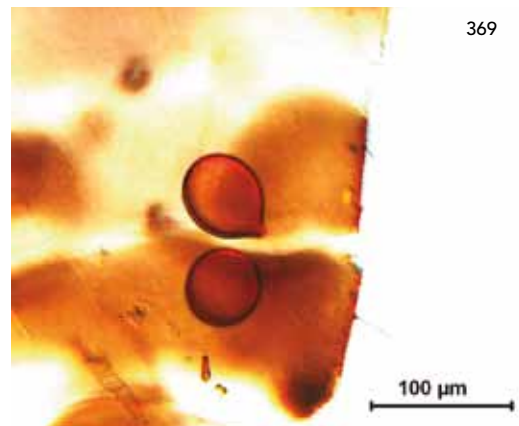
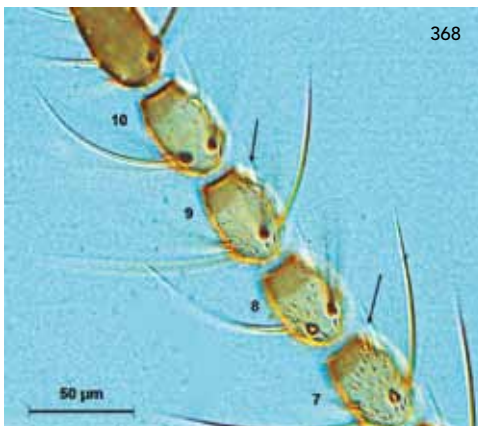
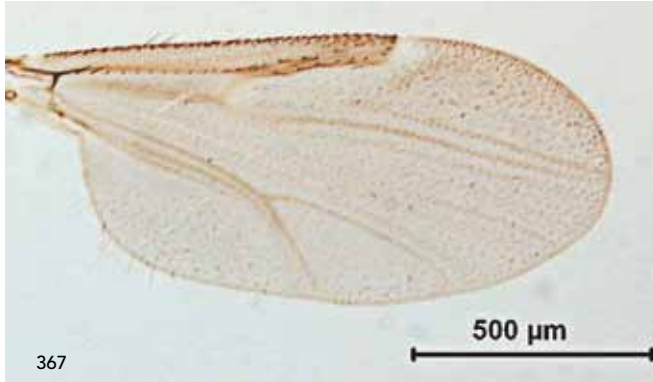
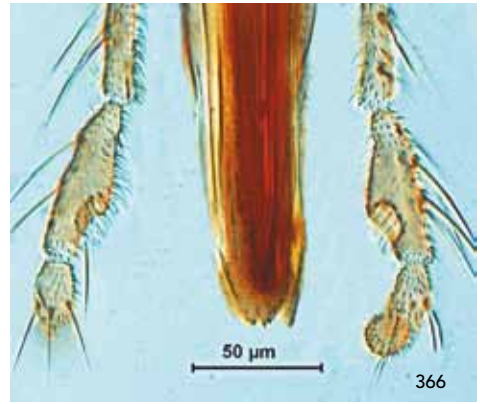
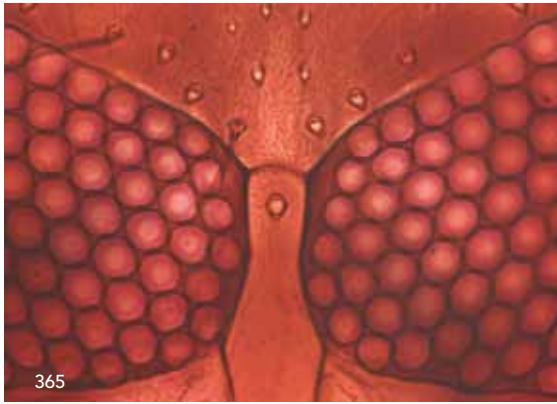


LÁMINA 32 · *C. furcillatus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 365); Palpos maxilares (Fig. 366); Ala (Fig. 367); Detalle sensilas celocónicas (Fig. 368); Espermatecas (Fig. 369).

Lámina 32 · *C. furcillatus* ♂

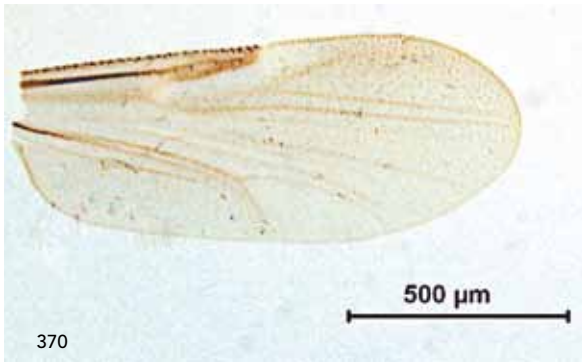


LÁMINA 32 · *C. furcillatus*; ♂ Ala (Fig. 370); Genitalia (Fig. 371); Membrana basal y aedeagus (Fig. 372); Detalle aedeagus. (Fig. 373).

Descripción: ♀ Tamaño: 2 mm; Ala: 1,3 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 374). Antenas con sensilas ceolocónicas en los artejos 3 al 15. Tercer segmento palpar engrosado con una foseta sensorial grande, poco profunda y de contorno delimitado (Fig. 375-376). Alas oscuras con manchas claras en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y dos una grande irregular en An. Además de una mancha en el área 2, otra sobre el área 1 y vena r-m, otra en M. Sobre la parte basal de M_2 y M_1 y en el *arculus* (Fig. 377). Macrotricos abundantes por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales ovoides y una rudimentaria pequeña (Fig. 378).

Machos (Fig. 379): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales largos y muy desarrollados. Con dos pequeños lóbulos accesorios poco perceptibles. Con una pequeña sutura central (Fig. 380). Noveno esternito con escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada (Fig. 381). Apodemas (coxitos

Lámina 33 · *C. gejjelensis* ♀

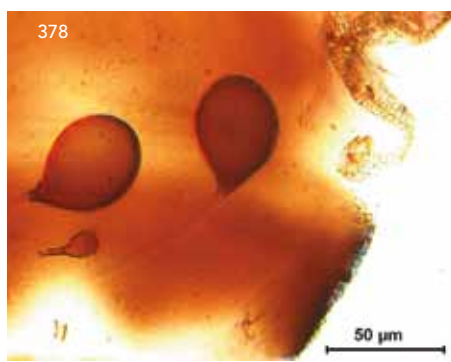


LÁMINA 33 - *C. gejjelensis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 374); Palpos maxilares (Fig. 375); Detalle palpo (Fig. 376); Ala (Fig. 377); Espermatecas (Fig. 378).

ventrales) largos y puntiagudos (Fig. 379). Cuerpo del *aedeagus* rectangular (Fig. 381). Parámetros separados terminados en punta (Fig. 379).

Observaciones: La presencia de sensila celocónica en el artejo antenal 10 es el principal carácter que lo diferencia de *C. gejjelensis*, que no la posee. El *aedeagus* de los machos presenta una ligera diferencia; en *C. cataneii* termina en una estructura ancha y recta, mientras que en *C. gejjelensis* termina en una estructura que se estrecha en su parte final. Especie escasa en el País Vasco.

Biología: Uslu (2003) informó que *C. gejjelensis* se reproducía en barro con poca materia orgánica junto a arroyos, en barro alrededor de presas, en barro de zonas de juncos y en barro empapado de agua. Uslu & Dik (2010) corroboraron estos hábitats.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa presente en Francia, Córcega, Italia, Sicilia, Croacia, Bosnia, Ucrania y borde de Rusia (Fauna Europaea, 2010). En España está citada en Andalucía (Mellor et al. 1983; Ortega, 1993). Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Desconocido. Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

Lámina 33 · *C. gejjelensis* ♂

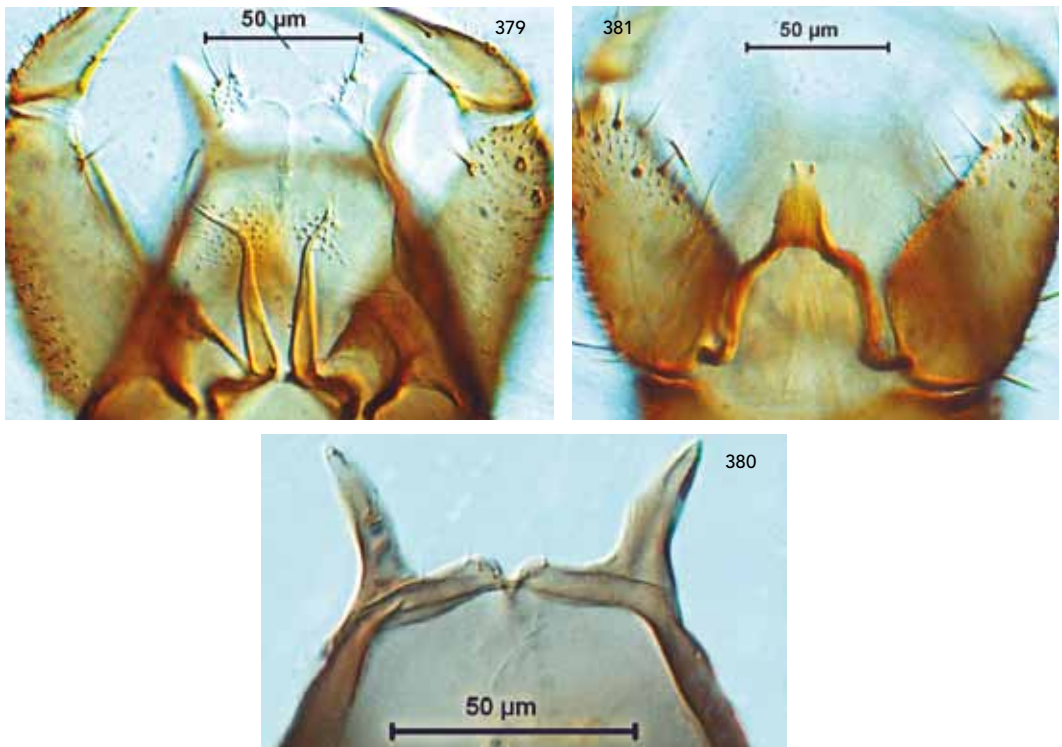


LÁMINA 33 · *C. gejjelensis*; ♂ Genitalia (Fig. 379); Procesos apicolaterales (Fig. 380); Aedeagus (Fig. 381).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,31 mm.

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 382**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14 (**Fig. 386**). Tercer segmento palpar levemente engrosado con una foseta sensorial mediana-grande de contorno y bordes irregulares (**Fig. 383-384**). Alas castañas oscuras con manchas claras. Con manchas en las partes distales de $R_{5'}$, M_1 , M_2 , Cu y An. Además de una mancha en el área 2 que engloba una pequeña parte de la celda $R_{2'}$, otra mancha sobre el área 1, vena r-m que se extiende a M hasta la parte basal de M_2 . Otra mancha en M_1 y otra grande que ocupa el *arculus* y parte basal de la celda anal (**Fig. 385**). Todas estas manchas suelen estar levemente difuminadas ya que portan macrotricos. Macrotricos muy abundantes dispersos por toda el ala. Segunda celda radial con el ápice pálido. Dos espermatecas funcionales esféricas-ovoides sin pedicelo y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 387**). Los machos no han sido representados.

Observaciones: Esta especie ha sido atribuida durante muchos años a *Culicoides saevanicus* Dzshafarov 1960. Szadziewski (1984) redescubrió esta especie y le designó un neotipo. Su patrón alar es muy similar a varias especies como *C. cataneii*, *C. gejgelensis*, *C. longipennis* y *C. pictipennis*. La mancha clara en el área 2 engloba una pequeña parte de la 2ª celda cubital mientras que en *C. cataneii*, *C. gejgelensis* y *C. longipennis* la 2ª celda cubital es totalmente oscura. En *C. pictipennis* la mancha del área 2 engloba una parte significativa de la celda cubital. *Culicoides griseidorsum* presenta gran abundancia de macrotricos por toda el ala. La ausencia de sensila celocónica en el artejo 15 permite su diferenciación del resto de especies similares. No se han encontrado machos. Especie minoritaria en el País Vasco.

Distribución: Paleártico y norte de África. Europa: Francia central y Córcega, Grecia, Gran Bretaña, Italia central y Polonia. En España en Córdoba (Mellor *et al.* 1983) descrita como *C. saevanicus* (Dzshafarov 1960) y en Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009).

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

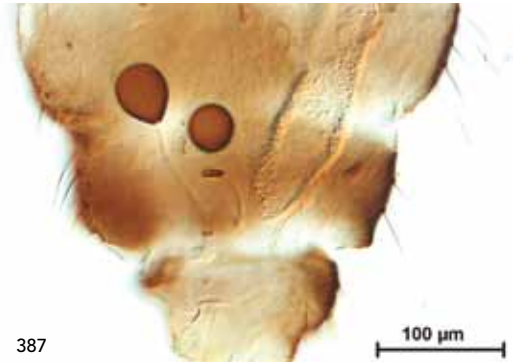
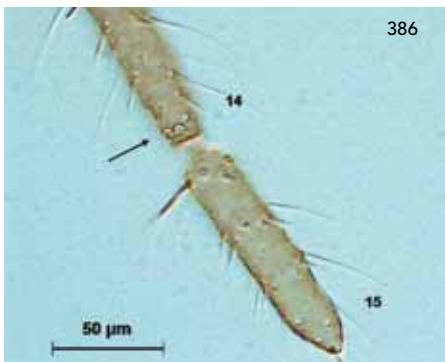
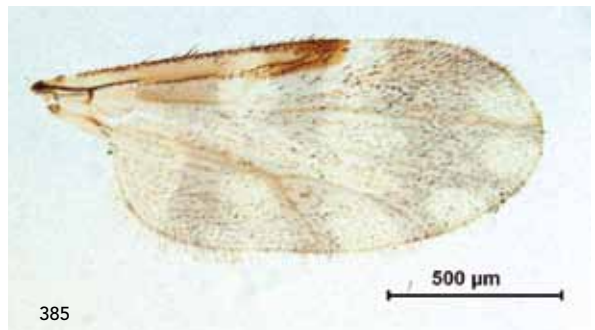
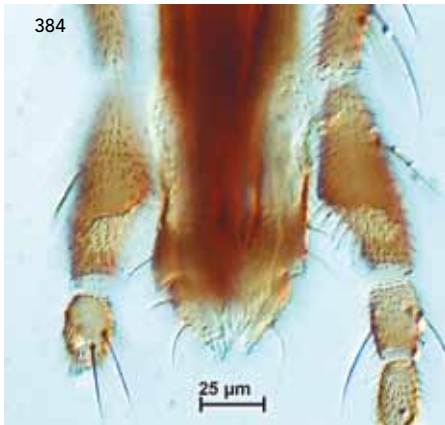
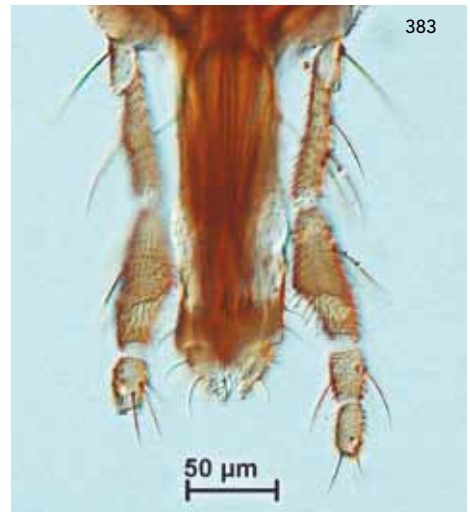


LÁMINA 34 · *C. griseidorsum*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 382); Palpos maxilares (Fig. 383); Detalle palpos (Fig. 384); Ala (Fig. 385); Detalle sensilas celocónicas (Fig. 386); Espermatecas (Fig. 387).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5 mm; Ala: 1,16 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 388**). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Presencia de ornamentación cibarial característica, formada por pequeñas protuberancias que ocupan toda la anchura de la faringe (**Fig. 390**). Tercer segmento palpar voluminoso con aspecto característico con una foseta sensorial grande, bien delimitada, de contorno circular y profunda (**Fig. 389**). Alas claras sin manchas, prácticamente transparentes (**Fig. 391**). Macrotrícos escasos muy dispersos por toda el ala, ausentes en la celda basal. Dos espermatecas funcionales piriformes con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 392**).

Machos (Fig. 393): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo medio. Presenta una sutura central. Noveno esternito levemente surcado y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) largos y levemente curvos. Cuerpo del *aedeagus* pequeño con forma cuadrada y bien quitinizado. Parámetros separados que finalizan en un ápice puntiagudo y curvo.

Observaciones: A primera vista llama la atención por el ala tan transparente, que puede recordar a otros géneros de ceratopogónidos. La observación al microscopio de la estructura cibarial característica permite una identificación fehaciente de esta especie. No se han encontrado machos. Especie minoritaria e infrecuente.

Biología: Se trata de una especie diurna, ya que vuela en días soleados sobre los páramos y pastizales. Edwards (1939) informó que desaparece antes del anochecer y puede ser vista volando en enjambres alrededor de cabezas de ovejas.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda hasta el norte y centro de Rusia; ausente en países del este (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Cambournac, 1970) y nueva cita para España.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

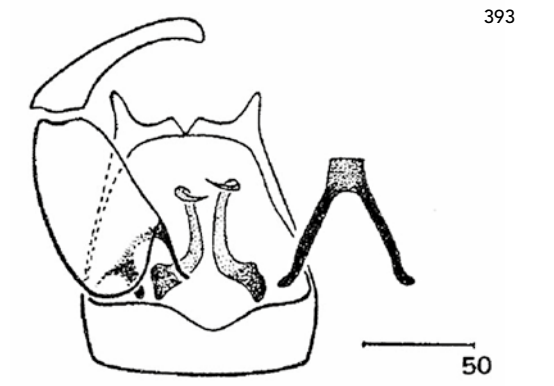
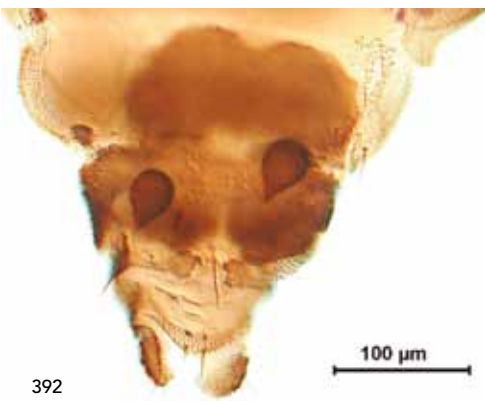
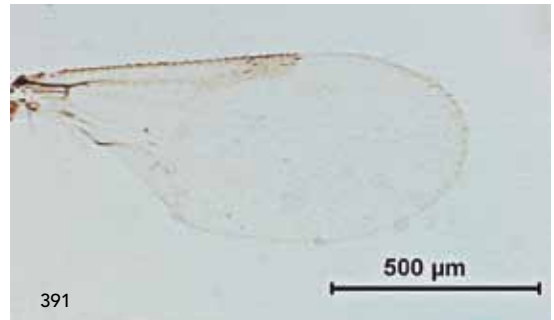
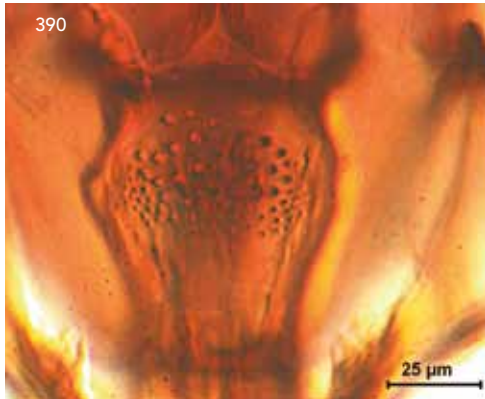


LÁMINA 35 · *C. heliophilus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 388); Detalle palpo (Fig. 389); Ornamentación faríngea (Fig. 390); Ala (Fig. 391); Espermatecas (Fig. 392); ♂ Genitalia (Fig. 393).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,7 mm. Ala: 1,26 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 394). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Tercer segmento palpar bien engrosado con una foseta sensorial grande, circular, de contorno delimitado y de profundidad media (Fig. 395). Alas castañas con manchas claras en el área 2, vena r-m y en ocasiones se aprecia una muy difusa en Cu (Fig. 396). Macrotricos por toda el ala. Dos espermatecas funcionales ovoides, con el pedicelo corto y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 397).

Machos (Fig. 399): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados de base gruesa. Presencia de una pequeña sutura central, formando a ambos lados dos pequeños lóbulos accesorios (Fig. 399). Noveno esternito con escotadura cóncava y membrana basal no espiculada (Fig. 400). Apodemas (coxitis ventrales) finos, largos y puntiagudos. Cuerpo del aedeagus rectangular y muy largo (Fig. 401). Parámetros separados con base característica (Fig. 399). Cuerpo formando giros en su parte final y acabados en punta estrecha. Ala similar a la de la hembra (Fig. 398).

Observaciones: Se la conoce en la mayoría de la literatura antigua como *C. cubitalis*. Se ha observado que tanto la coloración general alar como el color del tórax varían considerablemente de unos ejemplares a otros; pero en ningún caso

Lámina 36 · *C. kibunensis* ♀

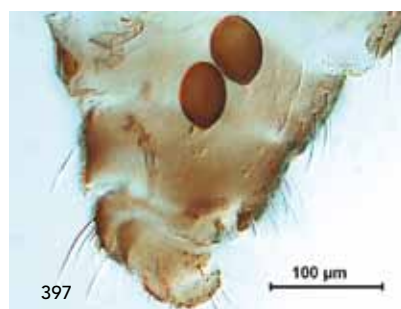
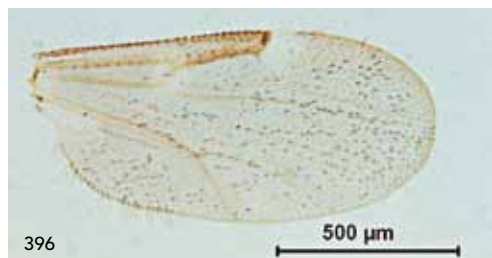
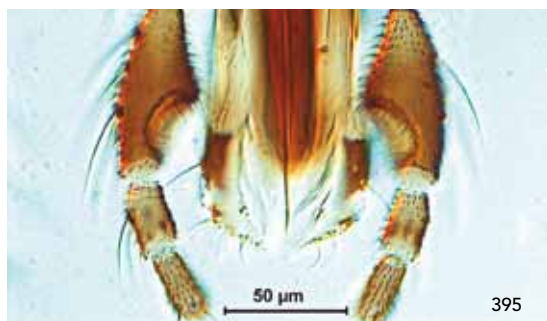


LÁMINA 36 · *C. kibunensis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 394); Palpos maxilares (Fig. 395); Ala (Fig. 396); Espermatecas (Fig. 397).

se han encontrado especímenes con manchas difusas en las celdas M, M₁, M₂ y An como proponen algunos autores. Su identificación a la lupa se basa en el engrosamiento del 3^{er} artejo palpar para diferenciarlo de las especies similares (*C. furcillatus*, *C. achrayi*, *C. pallidicornis*). Su patrón alar también es similar a *C. odiatus* pero los palpos son muy diferentes. Especie frecuente en el País Vasco.

Biología: Parece tratarse de una especie común en bosques, cuyas larvas se encuentran en lodo con vegetación en descomposición. Kettle & Lawson (1952) informaron que podría ocupar un amplio rango de habitats desde terrenos fangosos en asociación con *C. pallidicornis* a pantanos cenagosos con *C. festivipennis*. Kremer (1965) obtuvo adultos en barro de una charca en un bosque en Haslach (Alemania) y en un canal de drenaje en campos de cosecha. Foxi & Delrio (2010) obtuvieron 12 ejemplares en barro con hierba junto a una balsa donde bebía el ganado.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente, norte de África y región Neártica. En Europa ampliamente distribuida desde Irlanda hasta Rusia y norte de Escandinavia (Fauna Europaea, 2010). Portugal, Andorra, España continental, Navarra (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983) y Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009).

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Podría tener hábitos ornitófilos. De la Puente et al. (2009) observaron que esta especie era la segunda más abundante en cajas nido de Herrerillo común (*Cyanistes caeruleus*) en un bosque de *Quercus pyrenaica*, en la provincia de Segovia.

Lámina 36 · *C. kibunensis* ♂

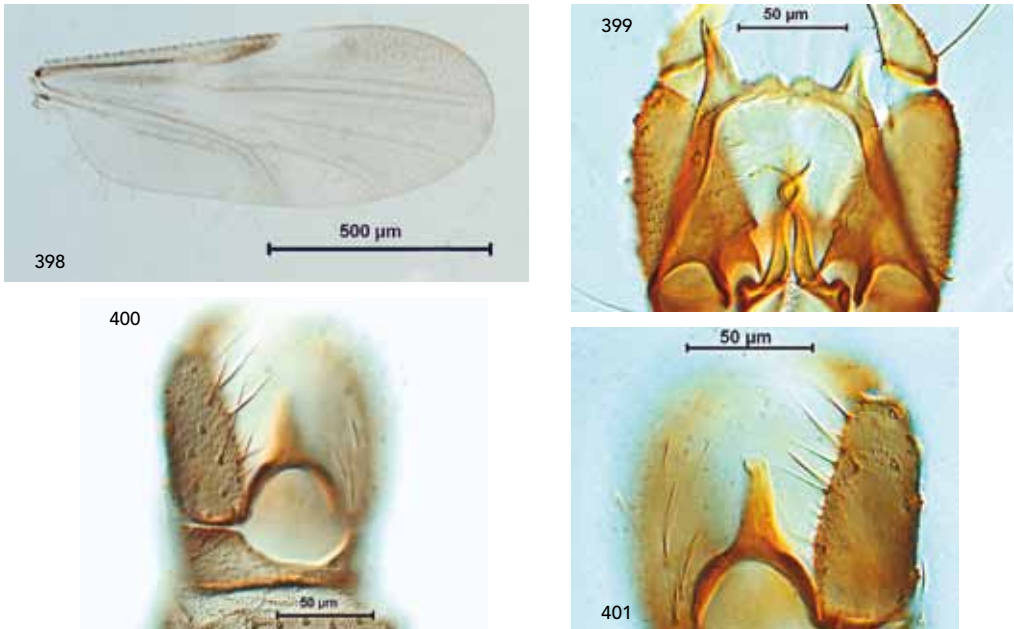


LÁMINA 36 · *C. kibunensis*; ♂ Ala (Fig. 398); Genitalia (Fig. 399); Membrana basal (Fig. 400); Aedeagus (Fig. 401).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,1 mm.

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 402). Antenas con sensilas celocónicas de distribución variable. Distribuidas en los artejos 3 y del 7 al 14, ocasionalmente también en los artejos 5 y/o 6 (a veces dentro del mismo individuo existe diferente distribución entre las dos antenas). Tercer segmento palpar voluminoso con una foseta sensorial grande de contorno delimitado (Fig. 403-404). Alas castañas con una mancha que engloba el área 1 y vena r-m. Presenta cuatro manchas en longitudinal, una bajo la otra en el área 2, la parte basal de M_1 , parte basal de M_2 y en Cu (Fig. 405). En algunos ejemplares también se aprecian manchas en M que se unen con r-m y con la celda An. En ocasiones estas manchas son difíciles de observar. Macrotricos abundantes en la superficie del ala especialmente sobre el área distal superior. Dos espermatecas funcionales ovoides muy quitinizadas sin pedicelo y la espermateca rudimentaria es diminuta, apenas visible (Fig. 406). Tórax castaño oscuro.

Machos (Fig. 407): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo medio (gruesos) y divergentes. Con una leve sutura central. Noveno esternito con escotadura anular-cóncava y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) cortos y puntiagudos. Cuerpo del aedeagus con aspecto trapezoidal alargado. Parámetros separados, con la parte medial engrosada y desarrollada, mientras que el resto del parámetro es delgado y se curva en su tramo final.

Observaciones: Los ejemplares capturados no corresponden con todos los caracteres que caracterizan a la especie tipo de *C. kurensis*. Por ello los incluimos dentro del grupo *kurensis*, que probablemente englobe distintas especies. Harían falta estudios taxonómicos más profundos, tanto a nivel morfológico como molecular para poder estudiar este grupo.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa (Chipre, Córcega, Grecia, Italia continental, Sicilia). Portugal (Capela et al. 1993) y en España en Andalucía (Mellor et al. 1983; Ortega 1993), y en Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009).

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

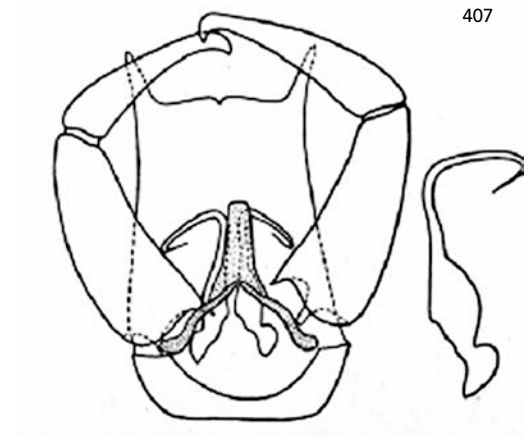
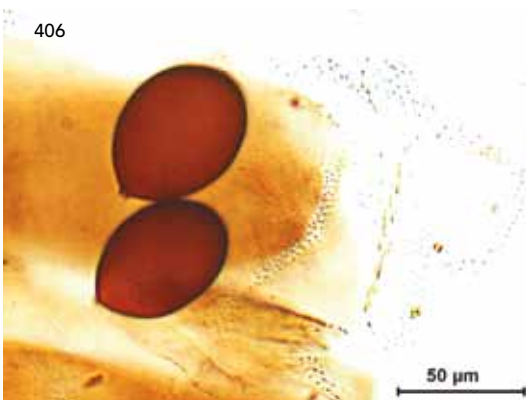
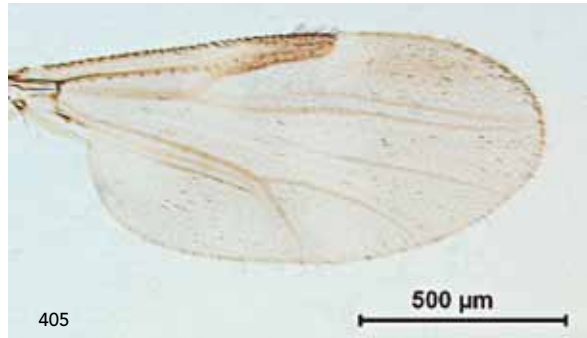
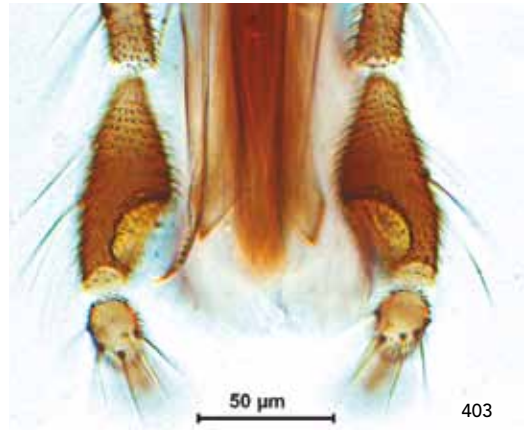
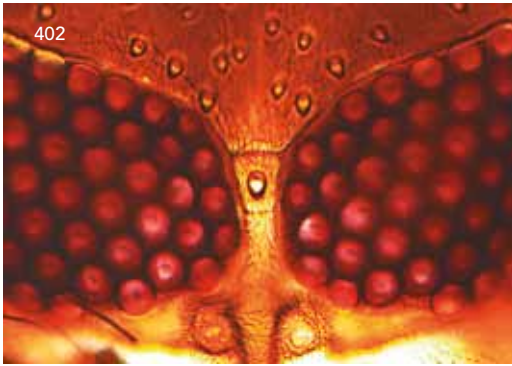


LÁMINA 37 · *C. kurensis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 402); Palpos maxilares (Fig. 403); Detalle palpo (Fig. 404); Ala (Fig. 405); Espermatecas (Fig. 406); ♂ Genitalia (Fig. 407).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1 mm.

Hembras: Ojos separados por un corto espacio y no pubescentes (**Fig. 408**). Existe una sutura muy fina que une los ojos en su parte central. Antenas con sensilas celocónicas bien pobladas de macrotricos en los artejos 3 al 10. Ornamentación con dos espinas post-faríngeas insertas sobre su protuberancia correspondiente (**Fig. 410**). Tercer segmento palpar voluminoso con una foseta sensorial grande de contorno delimitado (**Fig. 409**). Alas castañas oscuras con manchas claras características bien definidas. Con manchas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y una anal bilobulada. Con mancha en el área 2 y una mancha grande que engloba el área 1, vena r-m y otra en M prácticamente unida a la mancha de r-m. Mancha clara en la parte basal de M_1 y una pequeña pero perceptible encima de la vena cu justo donde se subdivide en cu_1 y cu_2 . Finalmente, presenta una mancha en el *arculus* y parte basal anal (**Fig. 411**). Macrotricos poco abundantes en la superficie del ala. Dos espermatecas funcionales ovoides con pedicelo muy desarrollado y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 412**).

Machos (Fig. 413): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo escaso-medio y gruesos. Sin sutura central. Noveno esternito más o menos recto y carente de membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) relativamente largos, puntiagudos y gruesos en su base. Cuerpo del *aedeagus* con aspecto triangular, muy alargado y terminado en punta. Parámetros separados que portan una estructura retorcida provista de dientes y con aspecto de peine.

Observaciones: El patrón alar recuerda a otras especies como *C. simulator*, *C. cataneii* y *C. gejjelensis* especialmente, aunque también a *C. griseidorsum* incluso *C. picturatus*. Es indispensable el montaje de ejemplares en preparaciones microscópicas para confirmar la especie. Al microscopio se reconoce fácilmente por las espermatecas con un pedicelo muy largo y la distribución de sensilas celocónicas característica. Especie minoritaria en el País Vasco.

Biología: Uslu & Dik (2010) encontraron larvas en zonas de barro con heces cerca de reservorios de agua y en suelos sin materia orgánica.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa presente en Francia y Córcega, Italia continental, Grecia, Bulgaria Croacia, Bosnia- Herzegovina, Ucrania, Rusia y Chipre (Fauna Europaea, 2010). En España presente en Andalucía (Ortega, 1993), Madrid (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983) y Cataluña (Sarto i Monteyts *et al.* 2009). Presente en Portugal.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

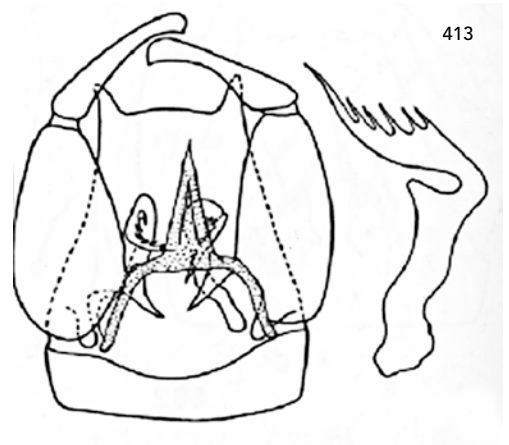
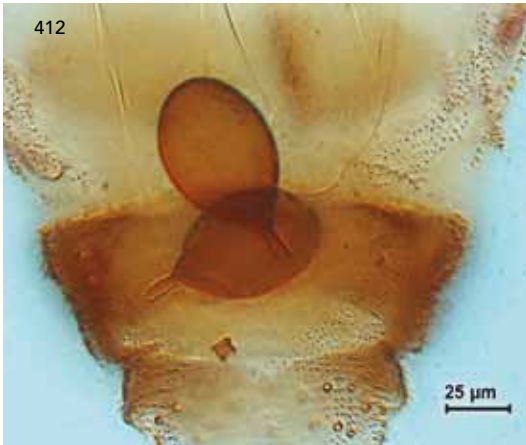
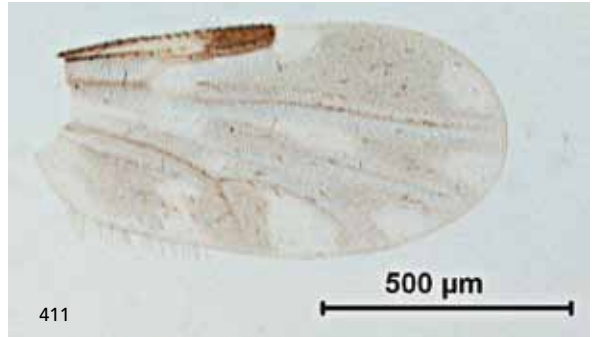
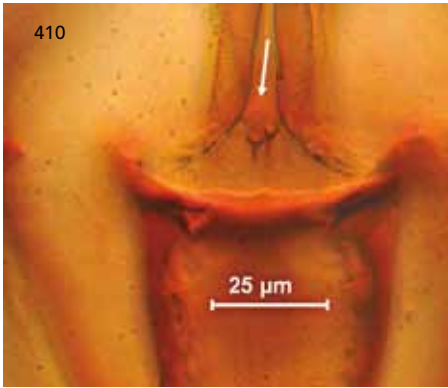
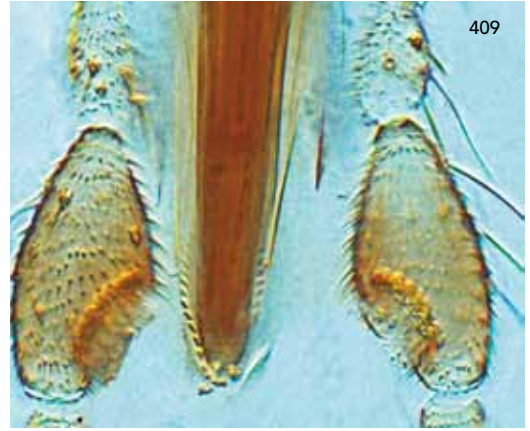
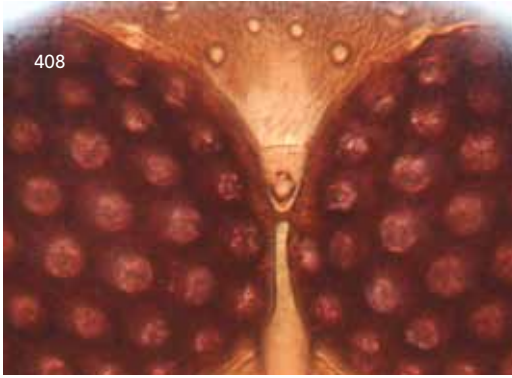


LÁMINA 38 · *C. longipennis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 408); Palpos maxilares (Fig. 409); Ornamentación post-faríngea (Fig. 410); Ala (Fig. 411); Espermatecas (Fig. 412); ♂ Genitalia (Fig. 413).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,4 mm.

Hembras: Ojos separados levemente y no pubescentes (Fig. 414). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 14 (Fig. 418). Tercer segmento palpar bastante voluminoso con una foseta sensorial característica de forma elipsoidal y tamaño pequeño-mediano con aspecto de cono truncado que se ensancha hacia el interior del palpo (Fig. 415-416). Alas castañas oscuras con dos manchas, una en el área 2 y otra pequeña y concisa sobre la vena r-m (Fig. 417). En ocasiones estas manchas pueden pasar desapercibidas. Macrotricos abundantes por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura o en su defecto, el ápice ligeramente pálido causado por el borde de la mancha del área 2. Dos espermatecas funcionales esféricas oscuras y bien quitinizadas con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 419). Tórax castaño oscuro.

Machos (Fig. 420): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales muy gruesos y cortos formando una pequeña «v» de sutura central. Noveno esternito con escotadura anular y con la membrana basal débilmente espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) de tamaño medio y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* conspicuo con forma de triángulo truncado en su ápice o acabado con el borde redondeado. Parámetros separados, relativamente cortos y de ápice curvo. Glukhova (2005) propone diferentes variaciones intraespecíficas, tanto en el desarrollo de los procesos apicolaterales, forma del *aedeagus* así como en los parámetros. Es característico los estilos distales engrosados en más de dos tercios de su longitud y por tanto el ápice del estilo es delgado y puntiagudo.

Observaciones: Es una especie con un patrón alar muy similar a *C. kibunensis*, del cual puede diferenciarse a la lupa (a partir de 30x) mediante la observación de la foseta del palpo. No se han encontrado machos. Según Fauna Europaea (2010) *Culicoides indistinctus* Khalaf 1961 es un sinónimo muy difundido de *C. odiatus*. Especie minoritaria para el País Vasco, aunque se han capturado algunos ejemplares en el conjunto de las muestras.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa presente en Francia continental y Córcega, Grecia continental e islas adyacentes, Italia continental y Sicilia, Bulgaria, Chipre, Ucrania y Rusia (Fauna Europaea, 2010). España continental y Portugal.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

Lámina 39 · *C. odiatus* ♂

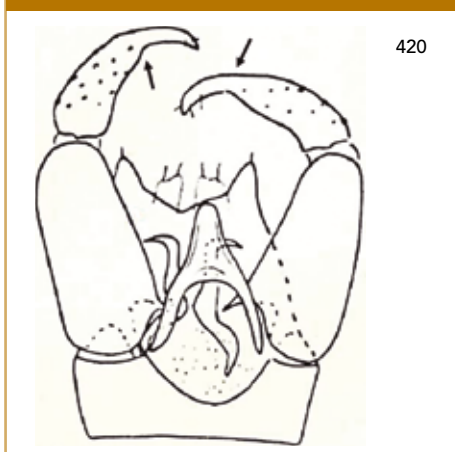


LÁMINA 39 · *C. odiatus*; ♂ Genitalia (Fig. 420).

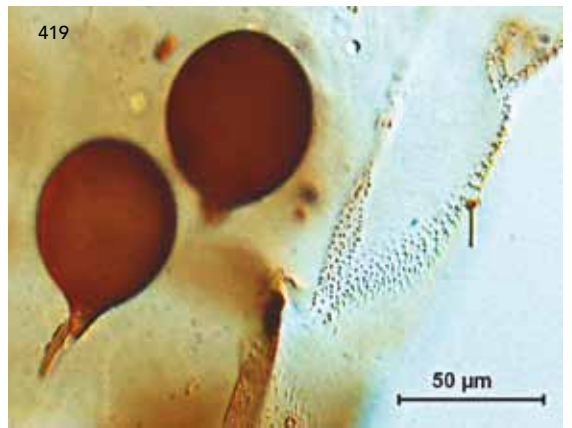
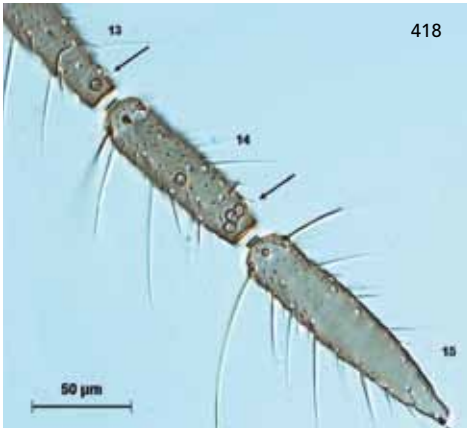
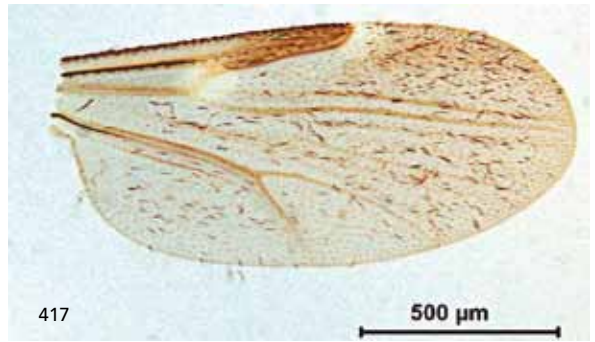
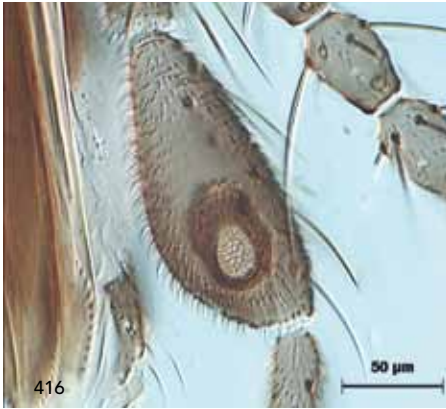
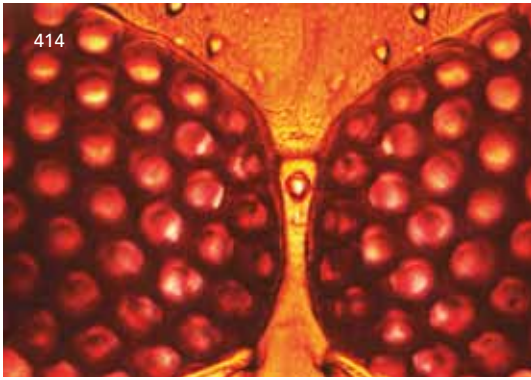


LÁMINA 39 · *C. odiatus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 414); Palpos maxilares (Fig. 415); Detalle palpo (Fig. 416); Ala (Fig. 417); Detalle sensilas celocónicas (Fig. 418); Espermatecas (Fig. 419).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,3 mm; Ala: 0,95 mm.

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 421**). Antenas con sensilas celocónicas de distribución variable. Los ejemplares capturados en el País Vasco presentan sensilas celocónicas en los artejos 3, 7, 9, 13, 14 y 15, y además algunos ejemplares presentan en el artejo 5 y/o 12. Con ornamentación post-faríngea a modo de pequeñas espinas apenas visibles. Tercer segmento palpar levemente engrosado con una foseta sensorial relativamente grande, semi-circular, profunda y de contorno bien delimitado (**Fig. 422**). Alas castañas claras con manchas claras imperceptibles en el área 2 y sobre la vena r-m (**Fig. 423**). Macrotricos relativamente abundantes por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales ovoides-esféricas, iguales o sub-iguales, con el pedicelo muy corto y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 424**).

Machos (Fig. 425): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados y puntiagudos. Noveno esternito con escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) finos, largos y puntiagudos. Aedeagus con aspecto de «Y» invertida con los brazos laterales engrosados. Parámetros separados con sus ápices ligeramente curvos.

Observaciones: Especie cuyo patrón alar es igual o muy similar a algunas especies del subgénero *Silvaticulicoides*, especialmente a *C. pallidicornis* con el cual también comparte el pequeño tamaño. Por este motivo, es indispensable la observación al microscopio basándose en la distribución de las sensilas celocónicas y características del palpo para su diferenciación. No se han capturado machos. Especie minoritaria en el País Vasco.

Distribución: Hasta el momento únicamente capturada en una isla de Grecia (Rodas) y en Francia (Córcega) (Delécolle *et al.* 2005). Nueva cita para España.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

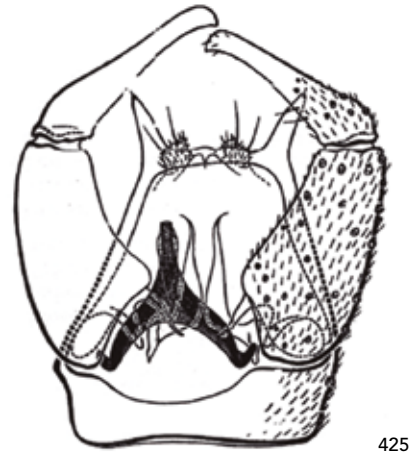
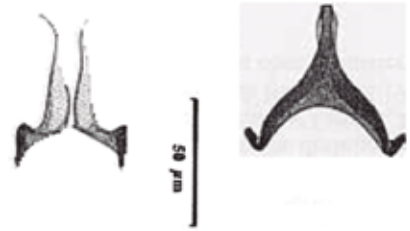
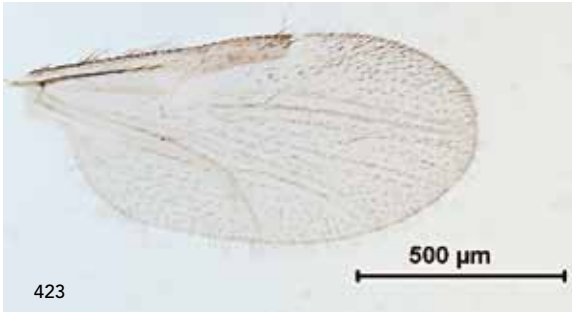
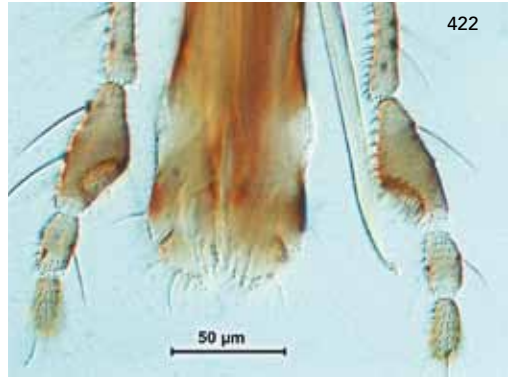
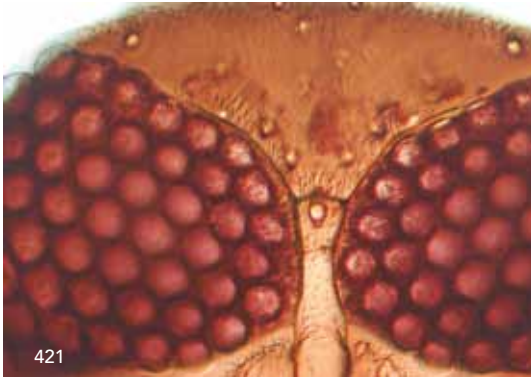


LÁMINA 40 · *C. paradisionensis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 421); Palpos maxilares (Fig. 422); Ala (Fig. 423); Espermatecas (Fig. 424).
♂ Genitalia (Fig. 425).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,2 mm; Ala: 1,45 mm

Hembras: Ojos levemente separados y no pubescentes (Fig. 426). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Tercer segmento palpar bien engrosado con una foseta sensorial grande, circular, de contorno delimitado y de profundidad media (Fig. 427 y 429). Alas grandes de fondo castaño con manchas claras conspicuas bien definidas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y dos separadas en la celda An, una distalmente y otra basalmente que engloba el *arculus*. Una mancha muy grande circular que engloba el área 2 y la celda R_{21} , otra que ocupa el área 1, vena r-m y M que se prolonga hasta la zona media de M_1 . Finalmente una mancha en la parte basal de M_2 (Fig. 428). Macrotricos por toda el ala. Dos espermatecas funcionales ovoides-esféricas, sin pedicelo y con una espermateca rudimentaria pequeña (Fig. 430).

Machos (Fig. 432): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados. Con una pequeña sutura central, formando a ambos lados dos pequeños lóbulos accesorios (Fig. 432). Noveno esternito levemente cóncavo y carente de membrana basal espiculada (Fig. 433). Apodemas (coxitos ventrales) finos, largos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* rectangular de larga longitud (Fig. 433). Parámetros separados rechonchos de longitud corta y ápices curvados. Ala similar a la de la hembra (Fig. 431).

Observaciones: Especie característica por el gran tamaño del ala y vistosidad de sus manchas alares. Podría confundirse con *C. poperinghensis* pero las manchas de éste son difusas, ambiguas y mal delimitadas. *Culicoides univittatus*, es extremadamente similar del cual se diferencia en que las manchas circulares apicales se truncan en el margen alar, respecto a *C. univittatus* donde no están truncadas y por tanto son de aspecto circular. Además, la mancha en la parte basal de M_1 es más grande en *C. univittatus* frente a *C. pictipennis*. Especie escasa en el País Vasco, aunque frecuente en otras zonas peninsulares.

Biología: Kettle & Lawson (1952) encontraron cuatro larvas en zonas fangosas junto a *C. kibunensis* y *C. pallidicornis*.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa amplia distribución, desde Irlanda hasta Rusia; falta en algunos países del este (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela et al. 1990) y en España en Badajoz (Gil Collado & Sauquillo Herráiz, 1983) y en Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009).

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Parece tratarse de una especie ornitófila endófaga con posibles implicaciones como transmisor de parásitos entre aves. De la Puente et al. (2009) observaron algunos ejemplares en cajas nido de Herrerillo común (*Cyanistes caeruleus*) en un bosque de *Quercus pyrenaica*, en la provincia de Segovia. De igual manera, Votýpka et al. (2009) capturaron ejemplares en el interior de cajas nido en la República Checa y se analizó el contenido sanguíneo de los culicoides para demostrar que se habían alimentado de aves.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

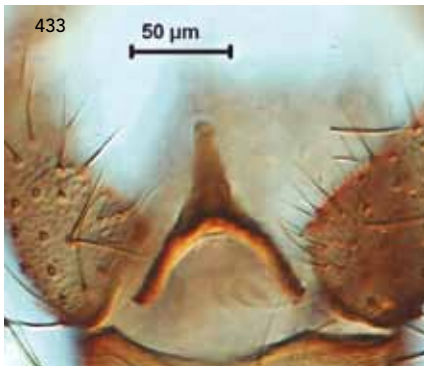
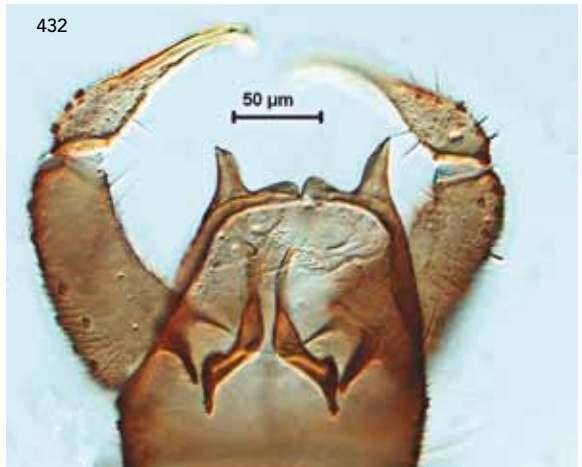
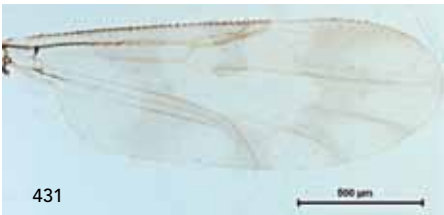
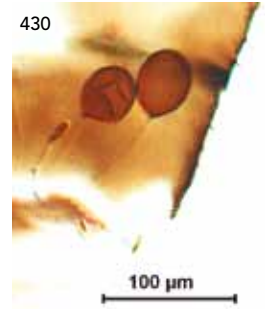
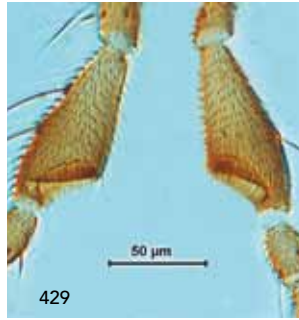
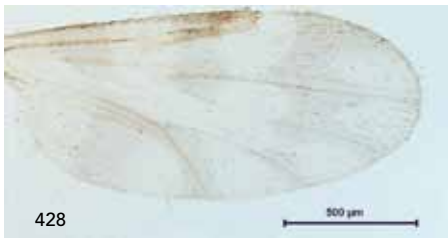
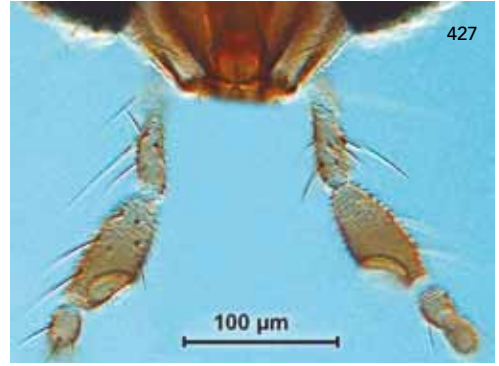
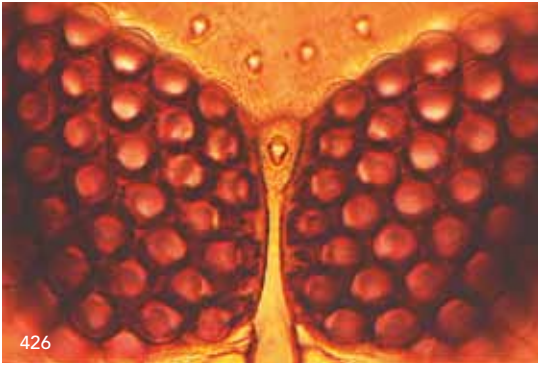


LÁMINA 41 · *C. pictipennis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 426); Palpos maxilares (Fig. 427); Ala (Fig. 428); Detalle palpos (Fig. 429); Espermatecas (Fig. 430); ♂ Ala (Fig. 431); Genitalia (Fig. 432); Aedeagus y membrana basal (Fig. 433).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,9 mm; Ala: 1,4 mm

Hembras: Ojos bien separados y no pubescentes (Fig. 434). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15; presenta la particularidad de poseer sensilas atrofiadas con un número de macrotricos inferior (2-3) respecto a las sensilas normales (+ 4) (Fig. 439). Tercer segmento palpar subcilíndrico con varias fosetas sensoriales (2-4) pequeñas poco profundas y de diferente tamaño o bien una irregular acompañada de esbozos de otras (Fig. 435-436). Alas grandes que presentan manchas muy ambiguas, difusas y mal delimitadas. Con manchas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu, celda An y *arculus*. Además, otra mancha englobando el área 2 y una parte de la celda R_2 . Otra mancha que ocupa el área 1 y la vena r-m que se extiende hasta M. Además, presenta otras dos manchas, una la parte basal de M_2 y otra en la parte basal de M_1 (Fig. 437). Macrotricos por toda el ala. Dos espermatecas funcionales esféricas, con el pedicelo corto y una espermateca rudimentaria pequeña (Fig. 438).

Machos (Fig. 441): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales moderadamente desarrollados (finos) y sin sutura central (Fig. 443). Noveno esternito con escotadura anular y sin membrana basal espiculada (Fig. 444). Apodemas (coxitos ventrales) conspicuos, largos, gruesos y puntiagudos (Fig. 442). Cuerpo del *aedeagus* rectangular (Fig. 444). Parámetros a primera vista separados, pero al observarlos en detalle, frecuentemente se aprecia una estructura de conexión filiforme en la parte medial-basal (Fig. 442). Los parámetros se doblan 90° en su parte final hacia el exterior. Ala similar a la de la hembra (Fig. 440).

Observaciones: Se requiere de cierta experiencia para distinguirla de otras especies. Es necesario fijarse con atención y con la adecuada intensidad de luz bajo la lupa para intuir la presencia de manchas difusas y mal delimitadas en el ala. En ocasiones, si no nos fijamos con detalle, puede pasar desapercibida e incluirla en el grupo de especies sin manchas o con manchas únicamente en área 2 y vena r-m. Especie poco abundante en el País Vasco y en la Península Ibérica.

Biología: Parece tratarse de una especie ligada al bosque. Foxi & Delrio (2010) encontraron dos larvas en suelo lodoso donde crecía hierba.

Distribución: Paleártica, Cercano Oriente y norte de África. En Europa presente en Irlanda, Gran Bretaña, Francia, Bélgica, Rumania y Rusia. (Fauna Europaea, 2010). Presencia muy restringida a algunas localidades de España.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Especie ornitófila aunque Ninio *et al.* (2010) observaron un ejemplar con sangre de bóvidos. Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

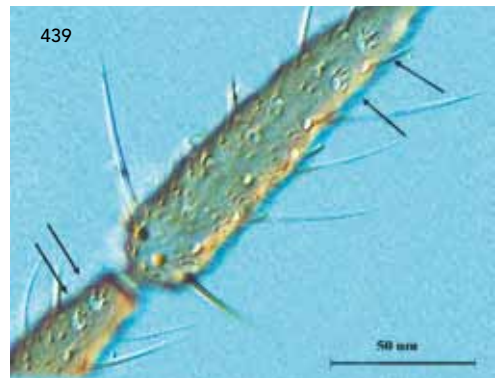
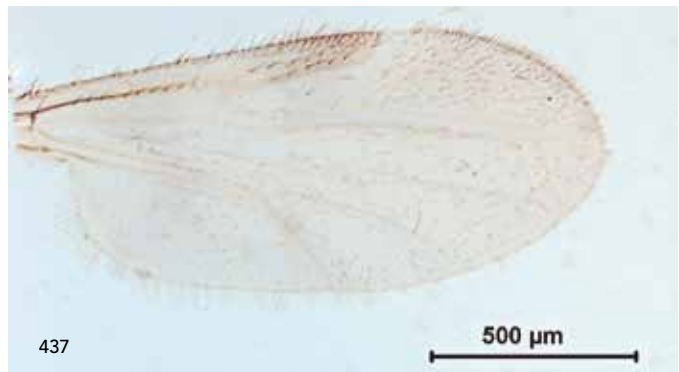
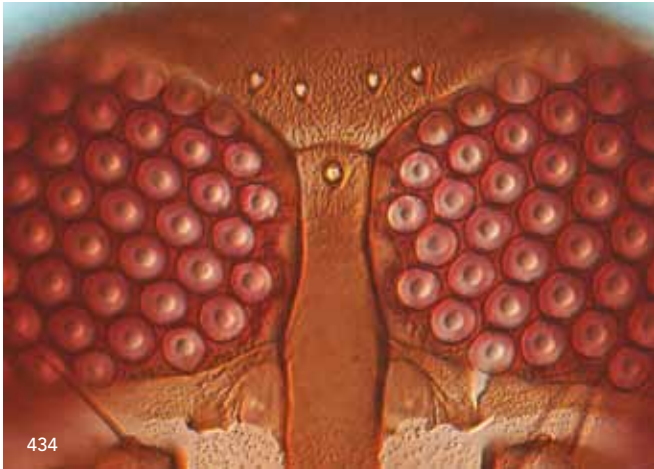


LÁMINA 42 · *C. poperinghensis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 434); Palpos maxilares (Fig. 435); Detalle palpo (Fig. 436); Ala (Fig. 437); Espermatecas (Fig. 438); Detalle sensilas celocónicas (Fig. 439).

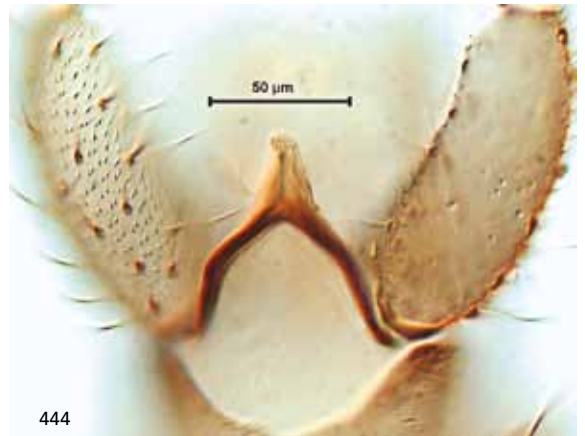
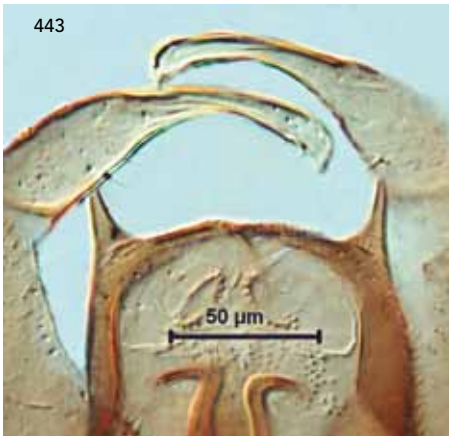
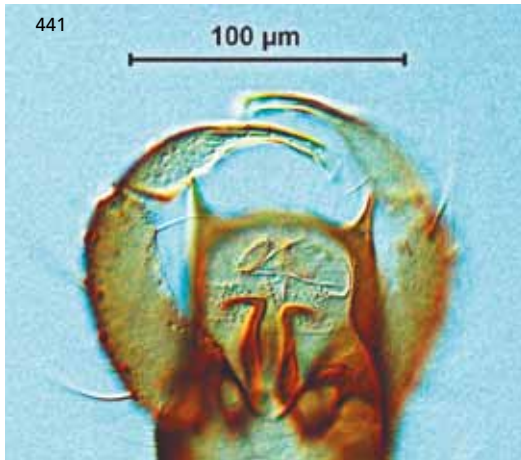
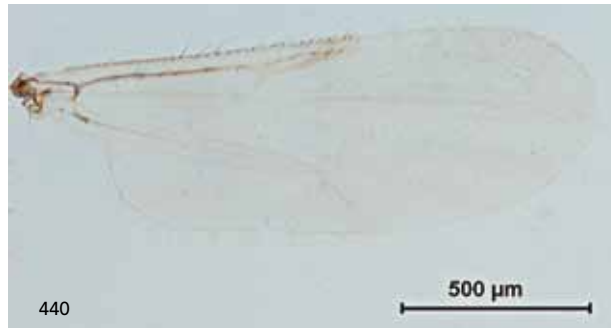


LÁMINA 42 · *C. poperinghensis*; ♂ Ala (Fig. 440); Genitalia (Fig. 441); Apodemas y parámetros (Fig. 442); Procesos apicolaterales (Fig. 443); Aedeagus y membrana basal (Fig. 444).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,6 mm.

Hembras: Ojos bastante separados y no pubescentes (Fig. 445). Antenas con sensilas celocónicas de distribución variable. Los ejemplares capturados en el País Vasco presentan sensilas celocónicas en los artejos 3, 5, 7, 9 y del 11 al 15, y excepcionalmente en el artejo 6. Tercer segmento palpar levemente engrosado con una foseta sensorial de contorno muy irregular (similar a *C. vexans*) o bien una irregular acompañada de dos pequeñas de contorno curviforme (Fig. 446-447). Alas castañas claras, con mancha clara en el área 2 y una grande englobando el área 1 y vena r-m hasta M. Se intuyen manchas ambiguas en la región An, M₁, partes basales y distales de M₁, M₂, en Cu una grande y en R₅ una pequeña inconspicua (Fig. 448 y 450). En ocasiones estas manchas son imperceptibles y el ala recuerda a *C. poperinghensis*. Macrotricos relativamente abundantes dispersos por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura o con el ápice pálido. Dos espermatecas funcionales esféricas-ovoides con pedicelo y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 449).

Machos (Fig. 451): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales de desarrollo medio y puntiagudos. Con dos pequeños lóbulos redondos accesorios que forman una pequeña sutura central entre ellos. Noveno esternito con escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) en forma de «zapato» bien quitinizados, similar a *C. brunnicans*. Cuerpo del aedeagus rectangular acabado en un borde apical cóncavo. En la parte medial del cuerpo del aedeagus se insertan dos apéndices puntiguados poco esclerotizados, pero visibles. Parámetros gruesos característicos, que forman tres triples torsiones en su trayectoria y que terminan en unas pocas cerdas poco perceptibles.

Observaciones: Se trata de una especie con un patrón alar ambiguo. Algunos ejemplares muestran la presencia de manchas ambiguas y dispersas por el ala difíciles de focalizar, en cambio otros ejemplares poseen un ala más homogénea. A nuestro parecer el ala guarda cierta semejanza con el ala de *Culicoides poperinghensis*. Es necesaria la observación al microscopio para certificar la especie. La distribución de sensilas celocónicas y la forma característica del palpo permiten su identificación. No se han capturado machos. Éstos serían muy similares a los machos de *C. brunnicans*, aunque la forma del aedeagus y parte final de los parámetros es diferente. Especie poco abundante en el País Vasco.

Lámina 43 · *C. santonicus* ♂



LÁMINA 43 · *C. santonicus*; ♂ Genitalia (Fig. 451).

Distribución: Norte de África, Francia y España. Citada por primera vez en España en Málaga en 1991 y en Toledo (Hjorth-Andersen, 2002).

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

Lámina 43 · *C. santonicus* ♀

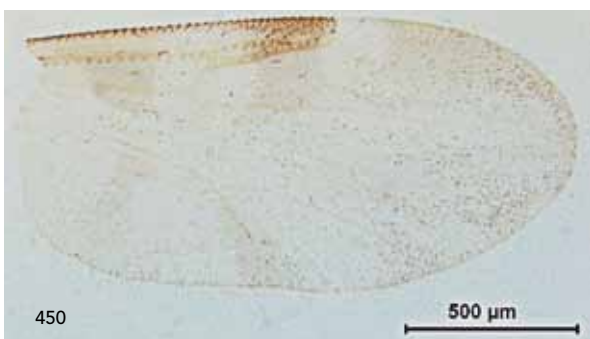
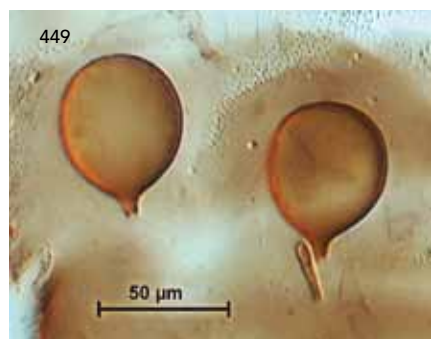
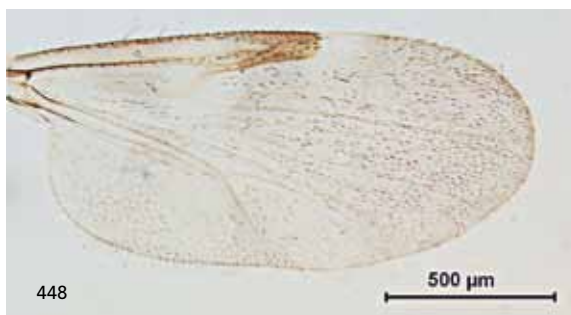
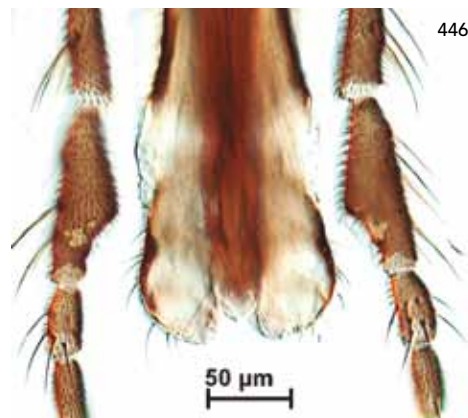


LÁMINA 43 · *C. santonicus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 445); Palpos maxilares morfotipo I (Fig. 446); Palpos maxilares morfotipo II (Fig. 447); Ala morfotipo I (Fig. 448); Espermatecas (Fig. 449); Ala morfotipo II (Fig. 450).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5 mm; Ala: 1,10 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 452**). Antenas con sensilas celocónicas del artejo 3 al 10. Tercer segmento palpar voluminoso, de forma ovoide y que presenta una foseta muy profunda de aspecto característico (una pequeña abertura elipsoidal en parte medial-distal del palpo que se introduce hacia el interior, denotando sensación de profundidad) (**Fig. 453ab**). Alas castañas claras con manchas en el área 2, en la vena r-m y otra en el *arculus* que se extiende a la parte basal anal. Dos manchas visibles pero de contorno borroso, una en An y otra en Cu (**Fig. 454**). Macrotricos por toda el ala, excepto en la celda basal. Dos espermatecas funcionales ovoides con pedicelo bien desarrollado (grueso y largo) y una espermateca rudimentaria pequeña. El esclerito anal está bien desarrollado y tiene forma de «anillo» (**Fig. 455**).

Machos (Fig. 456): Noveno terguito que se estrecha apicalmente con dos procesos apicolaterales cortos de aspecto triangular. Ausencia de sutura central. Noveno esternito cóncavo y con la membrana basal no espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) con forma de «zapato» puntiagudo. El cuerpo del *aedeagus* presenta los bordes laterales paralelos con un par de apéndices mediales imperceptibles y otro par distalmente. El interior del cuerpo del *aedeagus* alberga una ranura interior. *Aedeagus* característico, con un par de protuberancias conspicuas en la parte distal de sus brazos. Parámetros separados muy desarrollados, con un lóbulo redondo bien desarrollado en la parte medial y ápicalmente presenta un peine muy grande formado por dientes de sierra.

Observaciones: La forma de la foseta sensorial del palpo recuerda a especies del subgénero *Wirthomyia*, aunque en la fauna del País Vasco sólo está representada por *C. minutissimus*. El patrón alar recuerda a algunas especies del género *Silvaticulicoides*, aunque la observación del palpo a la lupa permite separarlo de este grupo. Especie característica por su foseta sensorial, distribución de sensilas celocónicas y espermatecas de pedicelo largo en las hembras. Aunque no se han encontrado machos, éstos se caracterizan por sus apodemas, *aedeagus* característico y parámetros con peine de cerdas que se asemeja a los de *C. longipennis*. Especie minoritaria e infrecuente.

Distribución: Paleártica y norte de África. En Europa presente en Francia, Alemania, República Checa, Eslovaquia e Italia (Fauna Europaea, 2010). Primera cita para la Península Ibérica.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

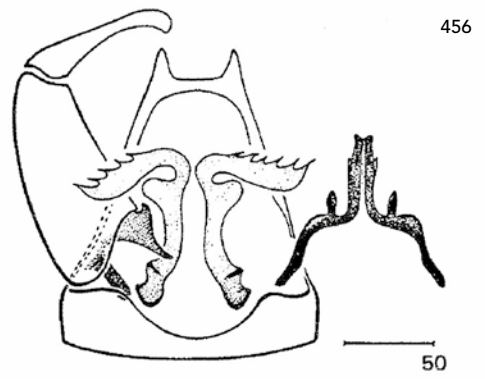
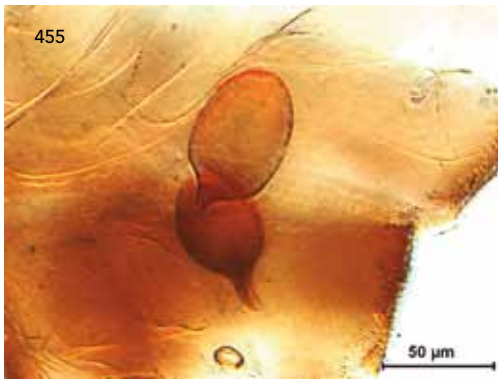
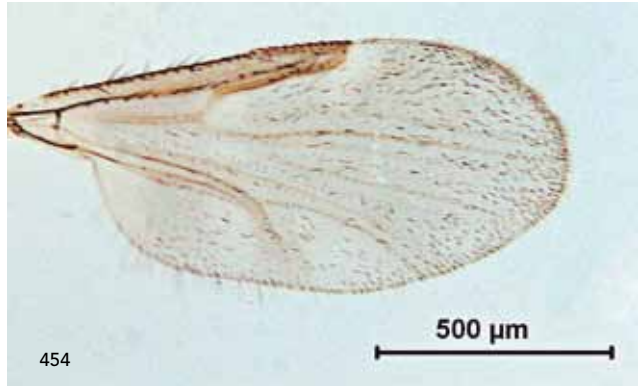
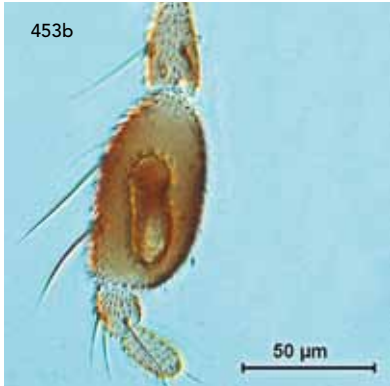
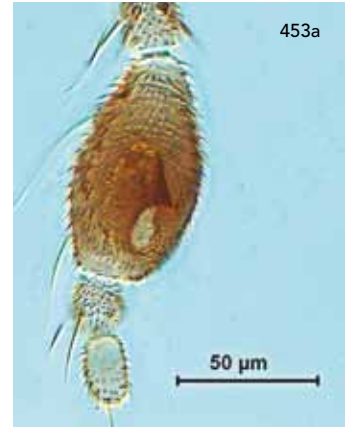


LÁMINA 44 · *C. semimaculatus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 452); Palpo maxilar (Fig. 453ab); Ala (Fig. 454); Espermatecas (Fig. 455); ♂ Genitalia (Fig. 456).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,15 mm.

Hembras: Ojos separados levemente y no pubescentes (Fig. 457). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 11 al 15. Ornamentación post-faríngea con abundantes y diminutos puntos dispersos poco perceptibles (Fig. 459). Tercer segmento palpar engrosado con una foseta sensorial muy grande que ocupa la mitad apical del palpo, de profundidad media y de contorno delimitado (Fig. 458). Alas oscuras con manchas claras características perfectamente definidas. Con manchas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y tres anales de diferente tamaño y morfología. Mancha en R_5 bastante grande. Mancha redonda en el área 2 y una mancha grande que engloba el área 1, vena r-m hasta introducirse en M. En M una mancha estrecha transcurre desde el *arculus* hasta bien dentro del área M_2 . Dos manchas alargadas, una que se asienta justo por encima de la vena Cu_1 y la otra justo sobre la vena m_2 . Otras dos manchas, una sobre la celda M_1 y otra que se inicia en la parte central de la vena m_1 hasta prácticamente el ápice del ala (Fig. 460). Segunda celda radial enteramente oscura. Macrotricos poco abundantes en la superficie del ala. Dos espermatecas funcionales esféricas desiguales en tamaño y con pedicelo. Y una espermateca rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 461).

Machos (Fig. 462): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales cortos, gruesos y divergentes. Con una pequeña sutura central. Noveno esternito con una ligera escotadura cóncava y sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) relativamente largos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* triangular terminado en una prolongación en punta bastante estrecha. Parámetros separados, relativamente cortos y curvos en su ápice.

Observaciones: Se la conoce en la literatura antigua como *Culicoides caspius*. Su patrón alar no se asemeja a ninguna otra especie ibérica. No se han capturado machos. Especie minoritaria e infrecuente en el País Vasco y seguramente en el resto de la Península.

Biología: Uslu & Dik (2010) encontraron larvas en barro junto a corrientes de agua, barro junto a carrizos y barro junto a pantanos. En cambio, no encontraron larvas en hábitats con heces cerca de reservorios de agua.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa presente en Francia, Italia, República Checa, Eslovaquia, Bulgaria, Rusia y Chipre (Fauna Europaea, 2010). En España presente en varias localidades (Mellor *et al.* 1983; Ortega, 1993; Anónimo, 1992).

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran las piezas bucales bien desarrolladas.

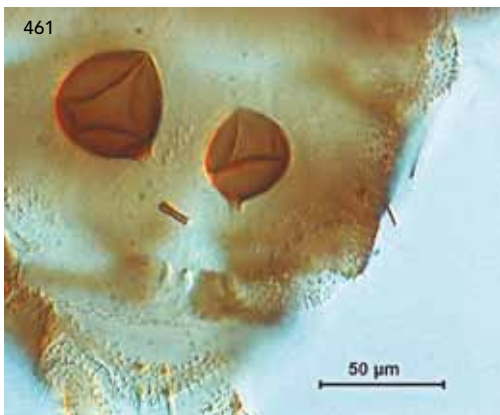
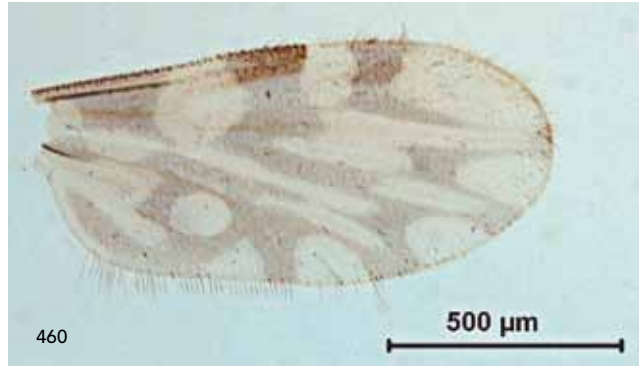
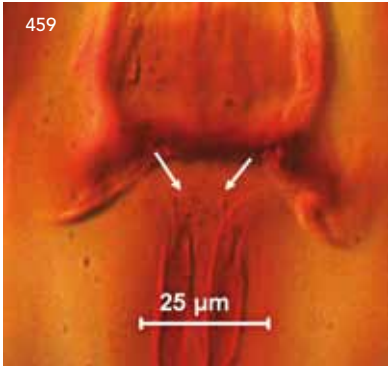
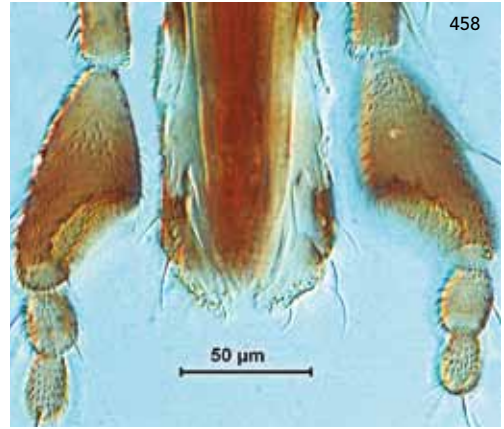
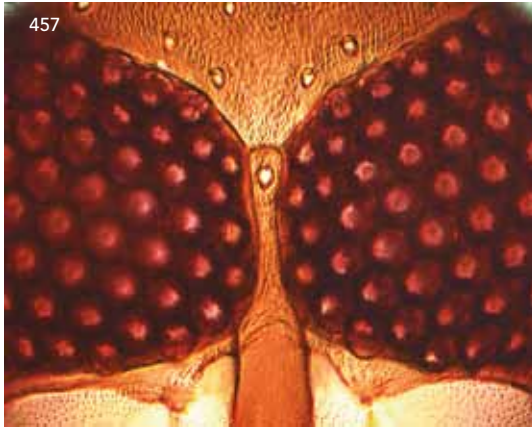


LÁMINA 45 · *C. shaklawensis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 457); Palpos maxilares (Fig. 458); Ornamentación post-faríngea (Fig. 459); Ala (Fig. 460); Espermatecas (Fig. 461); ♂ Genitalia (Fig. 462).

Descripción: ♀ Tamaño: 2 mm; Ala: 1,3 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 463). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Índice antenal (AR) >1,55. Tercer artejo palpar engrosado con una foseta sensorial muy grande que ocupa la mitad apical del palpo, de profundidad media y de contorno delimitado (Fig. 464 y 466). Alas oscuras con manchas claras bien definidas. Presenta manchas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y dos anales, la más basal englobando el *arculus*. Mancha redonda en el área 2 y mancha grande que engloba el área 1, vena r-m, M hasta la parte basal de M_2 . Frecuentemente esta mancha se introduce levemente en la celda M_1 (Fig. 465). Macrotricos abundantes por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura o en su defecto solo con el ápice pálido causado por el borde de la mancha del área 2. Dos espermatecas funcionales ovoides sin pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 467).

Machos (Fig. 469): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados (Fig. 469). Noveno esternito con escotadura ligeramente cóncava y sin membrana basal espiculada (Fig. 470). Apodemas (coxitos ventrales) largos, puntiagudos y curvos en su parte final. Cuerpo del *aedeagus* rectangular-trapezoidal (Fig. 470). Parámetros separados, largos y curvos al final (Fig. 469). Ala similar a la de la hembra (Fig. 468).

Observaciones: Posible confusión con *C. alazanicus*. Especie poco abundante en el País Vasco.

Biología: Podría tratarse de una especie asociada a los bosques (IAH, 2010). Kettle & Lawson (1952) encontraron una larva en Inglaterra, asociada con *C. vexans* y *C. pulicaris* en la línea de barro poco profundo en campos de heno anegados.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa desde Gran Bretaña hasta gran parte de Rusia; ausente en algunos países del este y centrales (Fauna Europaea, 2010). En España en Valencia (García-Sánchez, 1983) Segovia (De la Puente *et al.* 2009), Málaga, Toledo (Hjorth-Andersen, 2002) y en Cataluña (Sarto i Monteyes *et al.* 2009).

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: De la Puente *et al.* (2009) observó que esta especie era abundante y mayoritaria en las cajas nido de Herrerillo común (*Cyanistes caeruleus*) en un bosque de *Quercus pyrenaica*, en el provincia de Segovia. Esto la convierte en un vector potencial de transmisión de enfermedades para las aves. De igual manera, Votýpka *et al.* (2009) capturaron ejemplares en el interior de cajas nido en la República Checa y analizaron el contenido sanguíneo de los abdómenes para demostrar que se habían alimentado de aves.

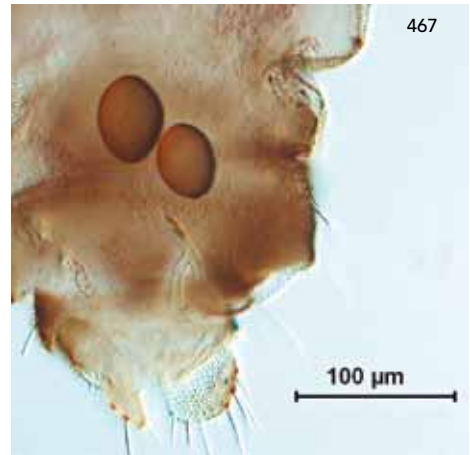
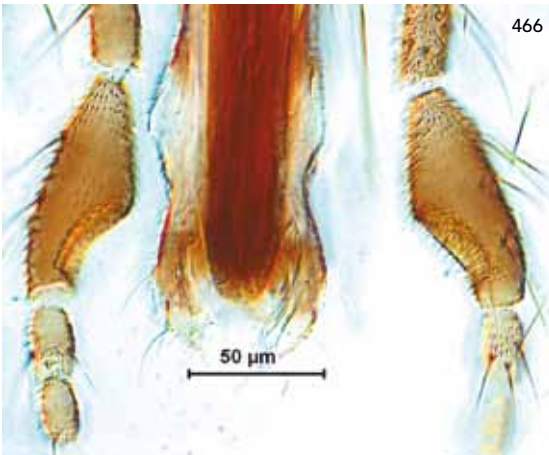
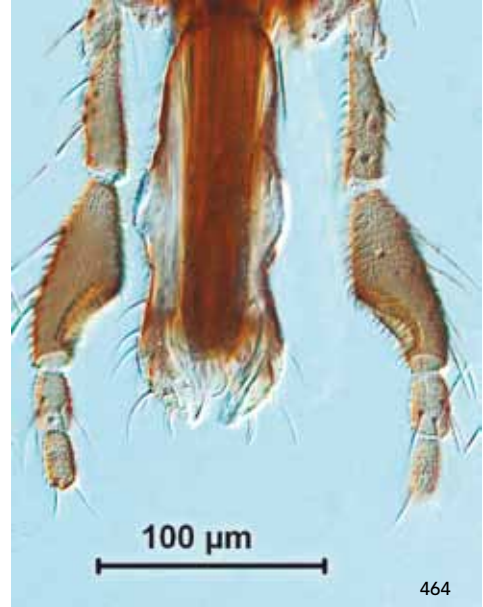
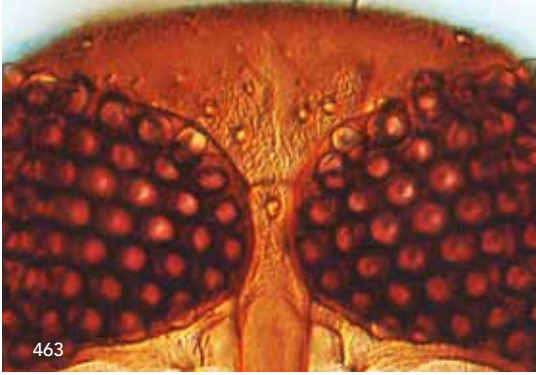


LÁMINA 46 · *C. simulator*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 463); Palpos maxilares (Fig. 464); Ala (Fig. 465); Detalle palpos (Fig. 466); Espermatecas (Fig. 467).

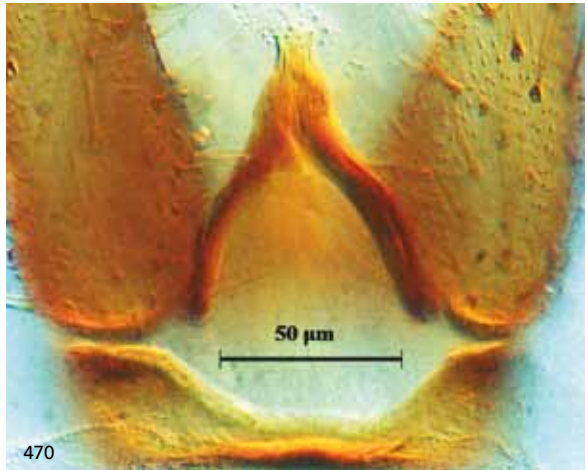
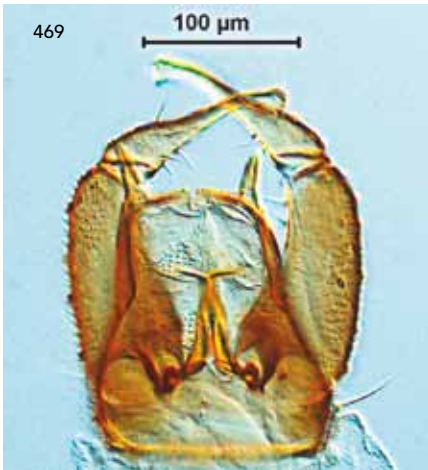
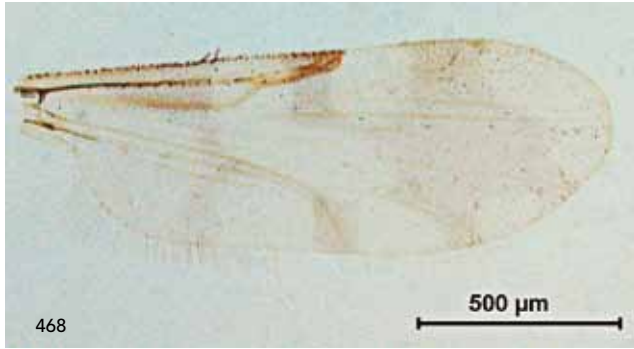


LÁMINA 46 · *C. simulator*; ♂ Ala (Fig. 468); Genitalia (Fig. 469); Aedeagus y membrana basal (Fig. 470).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,65 mm

Hembras: Ojos levemente separados y no pubescentes (**Fig. 471**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 15. Tercer segmento palpar bien engrosado con una foseta sensorial grande, circular, de contorno delimitado y de profundidad media (**Fig. 472 y 474**). Alas grandes de fondo castaño con manchas claras conspicuas bien definidas en las partes distales de R_5 , M_1 , M_2 , Cu y dos separadas en la celda An, una basalmente y otra distalmente que engloba el *arculus*. Una mancha grande circular que engloba el área 2 y una parte significativa de la celda R_2 , otra que ocupa el área 1, vena r-m y una pequeña zona de M. Otra mancha grande y larga que se inicia en M y se introduce hasta la parte medial de M_2 . Finalmente una mancha conspicua en la parte basal de M_1 (**Fig. 473**). Macrotrícos por toda el ala. Dos espermatecas funcionales ovoides-esféricas, con el pedicelo ausente y una espermateca rudimentaria pequeña (**Fig. 475**).

Machos: Idénticos a *C. pictipennis*. Noveno terguito con dos procesos apicolaterales bien desarrollados. Con una pequeña sutura central, formando a ambos lados dos pequeños lóbulos accesorios. Noveno esternito sin membrana basal espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) finos, largos y puntiagudos. Cuerpo del *aedeagus* rectangular de longitud larga. Parámetros rechonchos separados de longitud corta y ápices curvados.

Observaciones: Posible confusión con *C. poperinghensis* y *C. pictipennis*. Especie escasa en el País Vasco, aunque puede ser frecuente en otras zonas peninsulares.

Biología: Existen pocos datos, fue la especie más capturada en trampas de luz (tipo CDC) colocadas junto a una balsa donde bebe el ganado en Cerdeña (Italia). Sin embargo, sólo se obtuvieron unos pocos ejemplares a partir de muestras de barro de esta balsa (Foxi & Delrio, 2010).

Distribución: Cercano Oriente y norte de África. En Europa: Francia, Córcega, Italia y Chipre. En España en Badajoz (Sánchez, 2009) y en Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009). Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria y hábitos alimenticios: Especie ornitofílica (Foxi & Delrio, 2010).

Lámina 47 · *C. univitattus* ♀

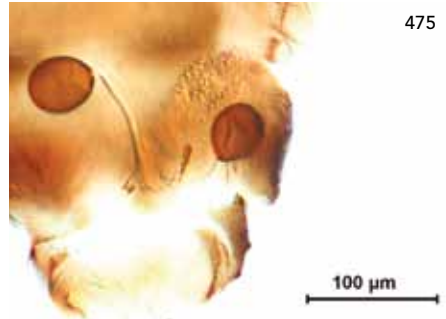
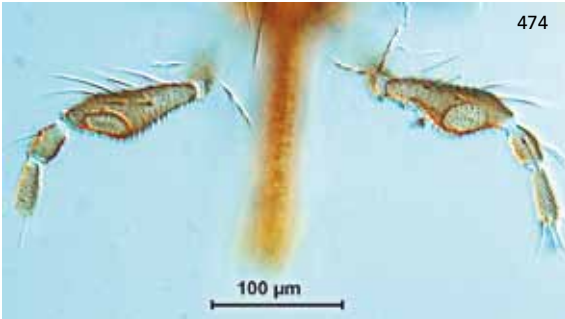
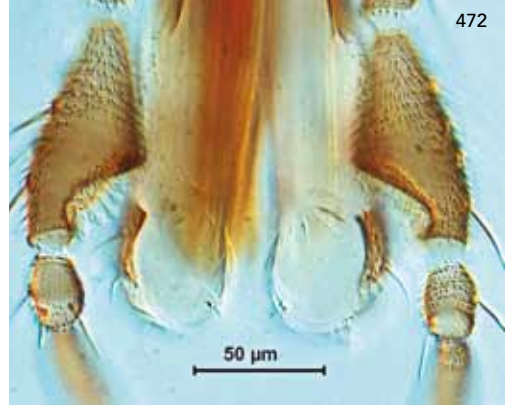
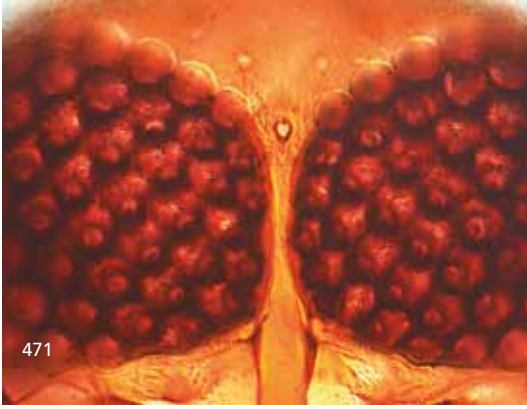


LÁMINA 47 · *C. univitattus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 471); Palpos maxilares (Fig. 472); Ala (Fig. 473); Detalle palpos (Fig. 474); Espermatecas (Fig. 475).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,2 mm; Ala: 1,5 mm.

Hembras: Ojos bien separados y no pubescentes (Fig. 476). En los ejemplares capturados en el País Vasco se ha observado la siguiente distribución de sensilas celocónicas: en los artejos 3, 5, 7, 9 y del 11 al 15. Generalmente los artejos antenales 9 y 10 son monocromáticos (castaños) (Fig. 480). Tercer segmento palpar subcilíndrico con una foseta grande de contorno muy irregular (Fig. 477 y 479). Alas de fondo transparente que a la luz de la lupa adquieren tonos crema, especialmente la venación; sin manchas sombrías en el ala (Fig. 478). Macrotricos poco abundantes, si los hay se sitúan en el borde distal del ala. Dos espermatecas funcionales ovoides sin pedicelo (o con éste muy corto) y una rudimentaria pequeña muy estrecha y larga (Fig. 481).

Machos (Fig. 482): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales cortos y gruesos. Con dos lóbulos accesorios muy desarrollados formando una sutura conspicua entre ellos (Fig. 482). Noveno esternito con una escotadura ligeramente cóncava y sin membrana basal espiculada (Fig. 484). Apodemas (coxitos ventrales) con forma de «zapato» pero no tan desarrollados como en *C. brunnicans* (Fig. 483). Cuerpo del aedeagus con dos apéndices laterales (Fig. 484). Parámetros bastante delgados y sinuosos en su parte final (Fig. 483).

Observaciones: Posible confusión con *C. brunnicans*. Especie escasa en el País Vasco.

Biología: Hay registros de larvas encontradas en la línea de barro sombría de zonas anegadas de campos de heno, las cuales se secaban completamente en verano. Jobling (1953) describió su biología observando que se reproducen en tierra húmeda, bajo los arbustos y árboles.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa en Centro-Europa, Ucrania, Rusia central, Irlanda y Gran Bretaña e Italia (Fauna Europaea, 2010). En España está presente en Navarra (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983). Presente en Portugal.

Importancia médico-veterinaria: En el norte y noroeste de Londres causa problemas debido a su agresiva picadura en el hombre, especialmente en primavera (Jobling, 1953).

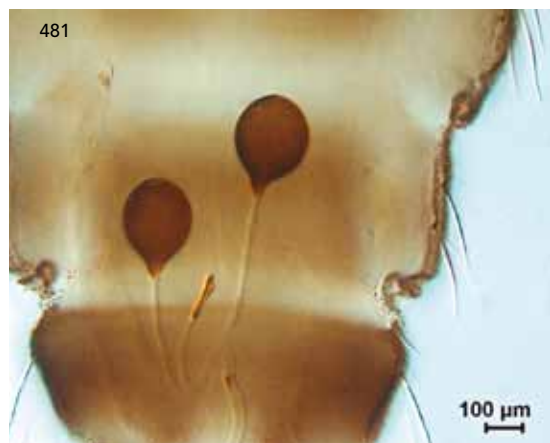
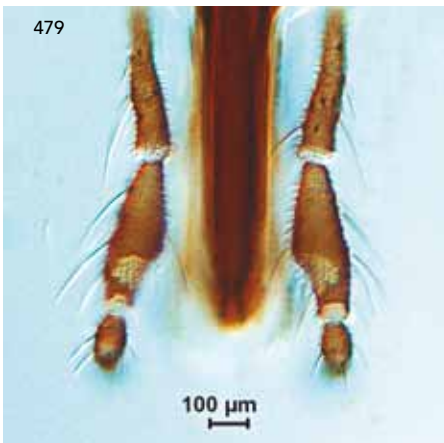
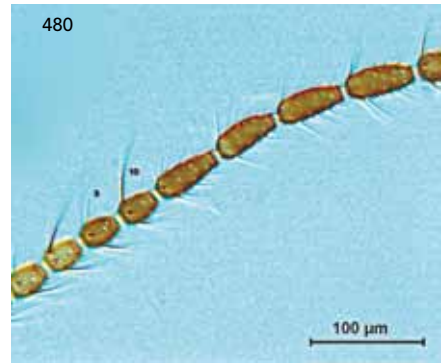
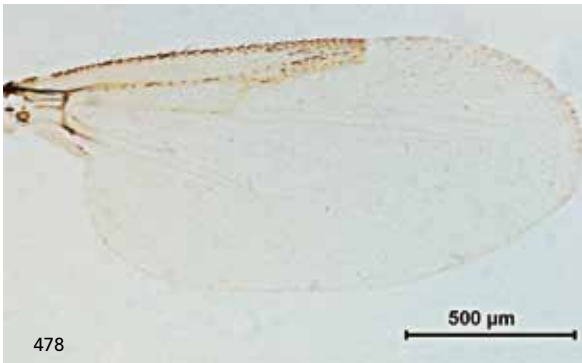
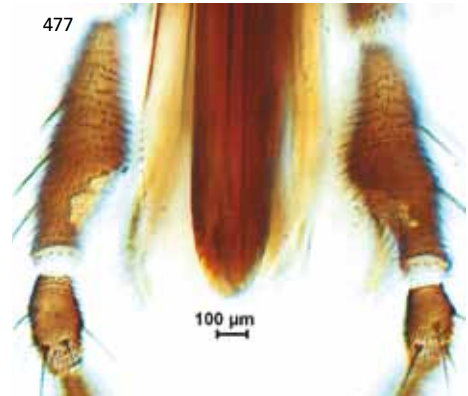


LÁMINA 48 · *C. vexans*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 476); Palpos maxilares (Fig. 477); Ala (Fig. 478); Detalle palpos (Fig. 479); Artejos antenales (Fig. 480); Espermatecas (Fig. 481).

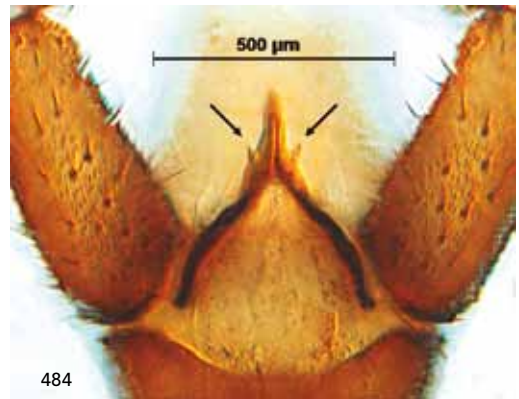
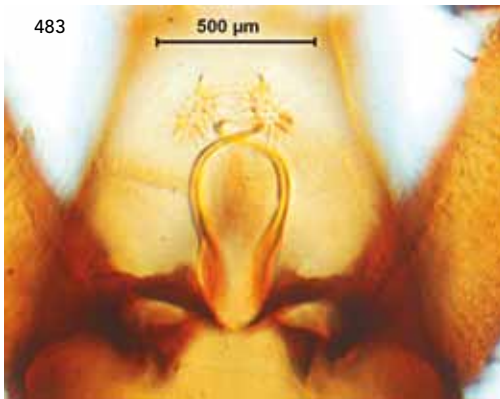
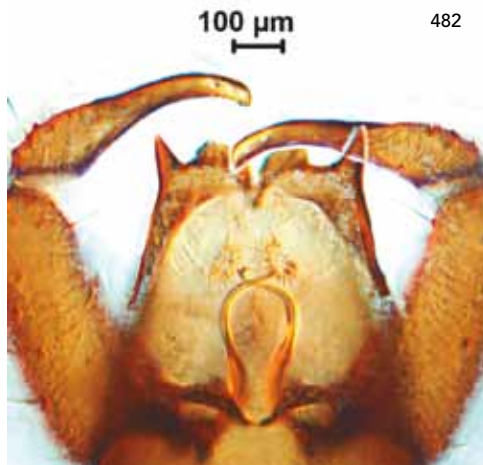


LÁMINA 48 · *C. vexans*; ♂ Genitalia (Fig. 482); Parámetros y apodemas (Fig. 483); *Aedeagus* y membrana basal (Fig. 484).

Descripción: ♀ Tamaño: 2,1 mm; Ala: 1,3 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 485). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico (ocasionalmente levemente engrosado) con una foseta sensorial mediana acompañada de varias pequeñas agrupadas, aunque generalmente se aprecia una sola de escasa profundidad y contorno más o menos delimitado (Fig. 486-487). Alas castañas con manchas claras en el área 2, y otra que engloba el área 1 y vena r-m. Además, con una mancha grande en la base de las anales (an_1 y an_2) unidas al *arculus* (Fig. 488). Macrotricos abundantes por toda el ala, excepto en la celda basal generalmente. Segunda celda radial (R_2) enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 490). Presencia de dos espinas en el 4º tarsómero de las patas medianas (Fig. 489).

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales muy gruesos y moderadamente largos. Gran sutura central en forma de «V» (Fig. 493). Noveno esternito con escotadura profunda anular y con la membrana basal fuertemente espiculada (Fig. 494). Apodemas (coxitos ventrales) muy largos y estrechos (Fig. 492). Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal conspicuo (Fig. 494). Parámetros separados, gruesos y cortos. Ala similar a la de la hembra (Fig. 491).

Observaciones: El subgénero *Silvaticulicoides* incluye especies con características morfológicas similares, especialmente en el patrón alar. Se requiere de cierta práctica para diferenciarla de *C. furcillatus* y especialmente de *C. pallidicornis*. En general, *C. pallidicornis* es una especie más pequeña, con un color de fondo de ala más claro y no presenta espinas tarsales en el 4º tarsómero de las patas medianas. Especie abundante en el País Vasco.

Biología: Se encuentra principalmente en los hábitats forestales y bosques. Se han encontrado las primeras etapas larvarias en materia en descomposición de hojarasca (IHA, 2010).

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda a gran parte de Rusia (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela et al. 1992) y en España en Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009) y probablemente otras comunidades.

Hábitos alimenticios: Es probable que se alimente de sangre de aves (IHA, 2010).

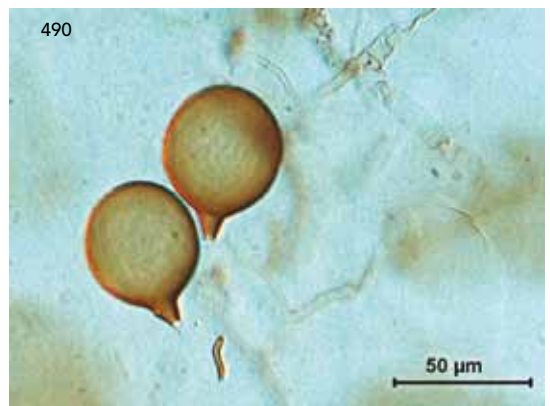
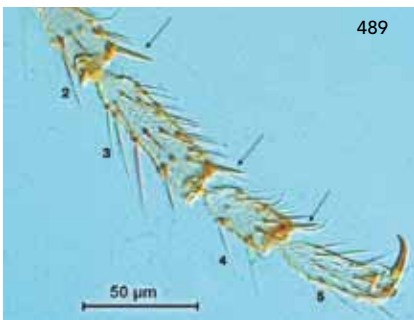
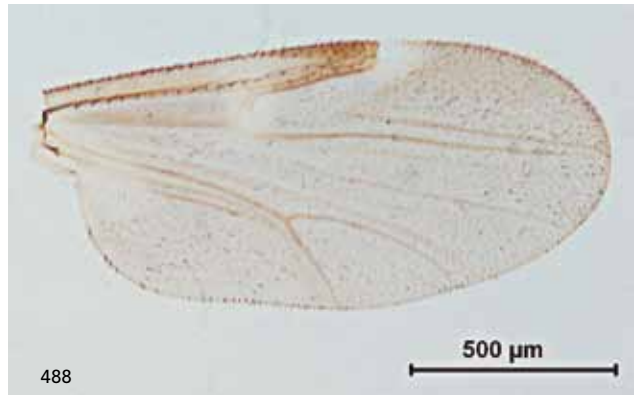
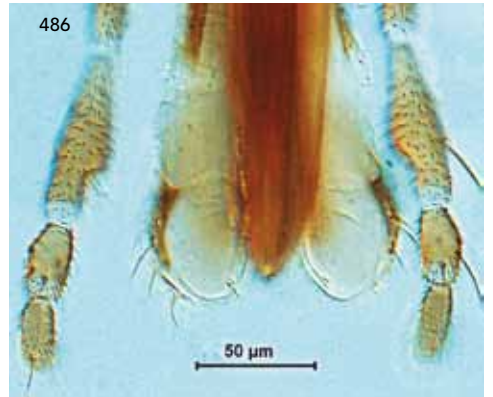


LÁMINA 49 · *C. achrayi*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 485); Palpos maxilares (Fig. 486); Detalle palpo (Fig. 487); Ala (Fig. 488); Tarsos de las patas medianas (Fig. 489); Espermatecas (Fig. 490).

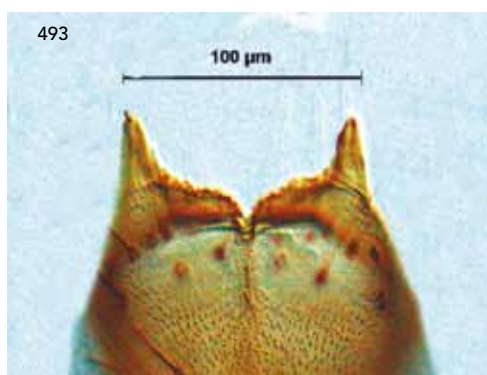
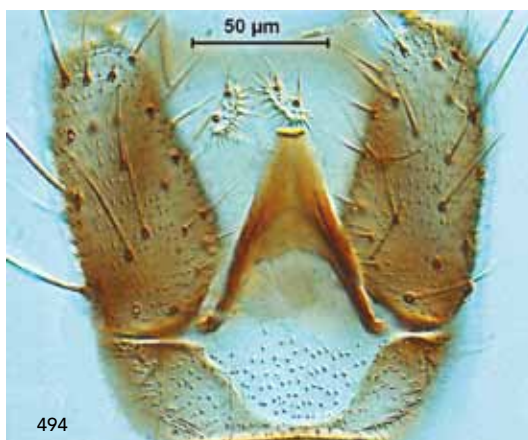
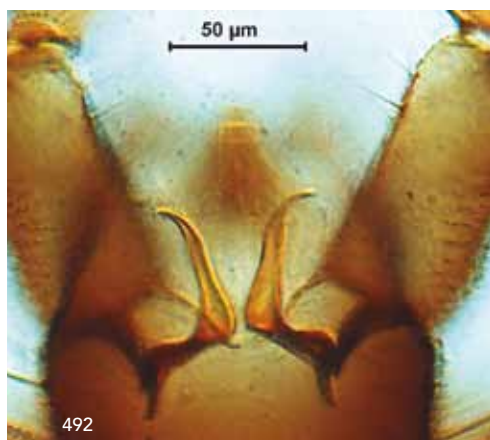
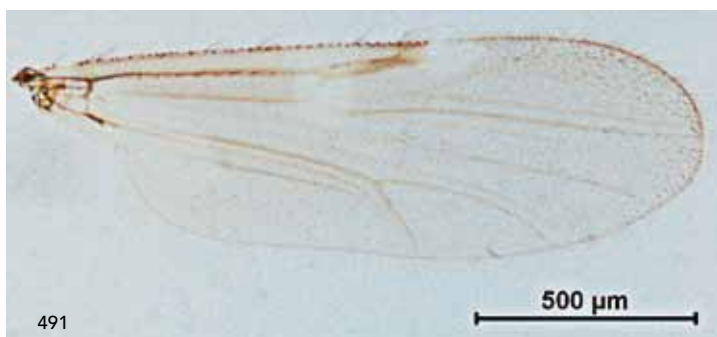


LÁMINA 49 · *C. achrayi*; ♂ Ala (Fig. 491); Genitalia (Fig. 492); Procesos apicolaterales (Fig. 493); Membrana basal y *aedeagus* (Fig. 494).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5; Ala: 2,1 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 495). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico con una foseta sensorial de tamaño mediano y bordes irregulares acompañada de varias pequeñas agrupadas, o una sola de contorno abstracto o irregular (Fig. 496-497). Alas castañas grandes con manchas claras en área 2, otra que engloba área 1 y vena r-m, otra pequeña en M y otra An (aspecto de 3 manchas alineadas verticalmente). Otra mancha difusa en la base del ala (*arculus*) (Fig. 498). Macrotricos abundantes por toda el ala, especialmente en su parte distal donde adquiere un tono castaño oscuro. Se puede percibir en la parte distal del área Cu una zona más clara que corresponde con una mancha difusa. Con frecuencia presenta macrotricos en la celda basal (Fig. 499). Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 500). Presencia de dos espinas en el 4º tarsómero de las patas medianas.

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales muy gruesos y moderadamente largos. Gran sutura central en forma de «V» (Fig. 502). Noveno esternito con escotadura anular y con la membrana basal fuertemente espiculada (Fig. 503). Apodemas (coxitos ventrales) cortos y de punta estrecha (Fig. 504). Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal conspicuo (Fig. 503). Parámetros separados, gruesos y más bien cortos (Fig. 504). Ala similar a la de la hembra (Fig. 501).

Observaciones: Especie que resalta por su gran tamaño y color castaño oscuro del ala frente al resto de los integrantes del subgénero. Ocasionalmente aparecen ejemplares dudosos por no poseer macrotricos en la celda basal ni mancha en la celda An, que pueden confundirse con *C. achrayi*. Especie relativamente abundante en el País Vasco.

Biología: La larva fue descrita por Glukhova (1979), y son encontradas en hábitats como materia vegetal en descomposición, al igual que el resto de integrantes del mismo subgénero (IHA, 2010).

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa desde Irlanda a través de Europa, incluido Escandinavia hasta gran parte de Rusia (Fauna Europaea, 2010). Andorra, Portugal y España continental y Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009).

Habitos alimenticios: Probablemente sea una especie ornitófila (IHA, 2010).

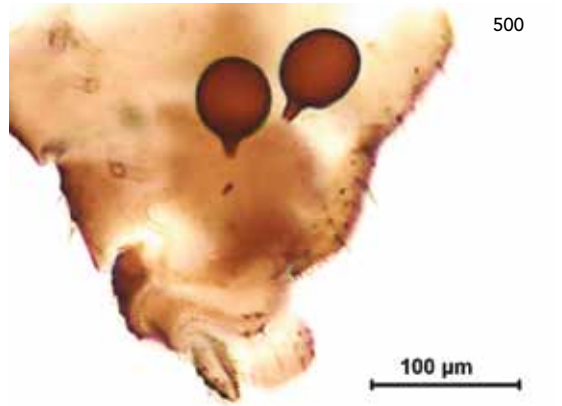
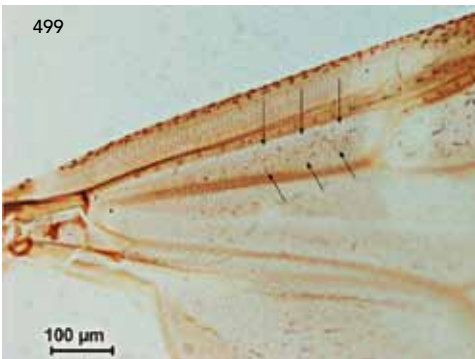
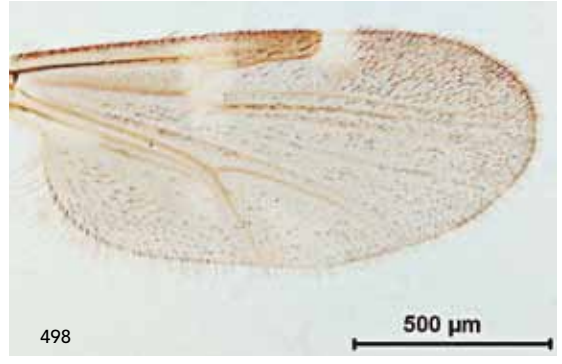
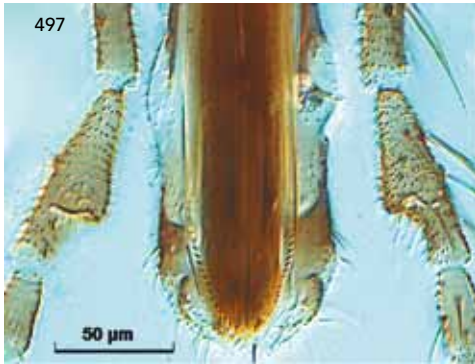
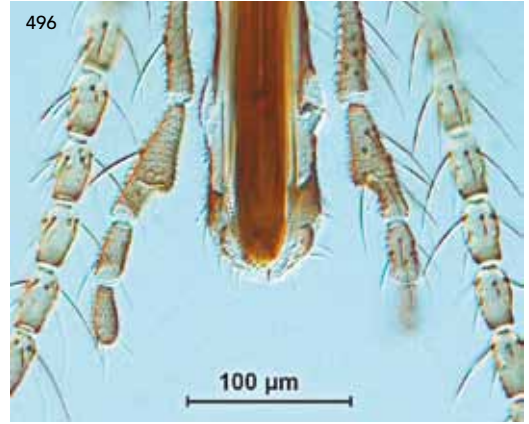
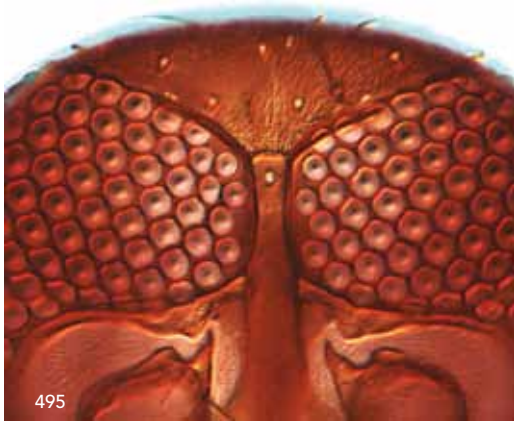


LÁMINA 50 · *C. fascipennis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 495); Palpos maxilares (Fig. 496); Detalle palpos (Fig. 497); Ala (Fig. 498); Detalle celda basal (Fig. 499); Espermatecas (Fig. 500).

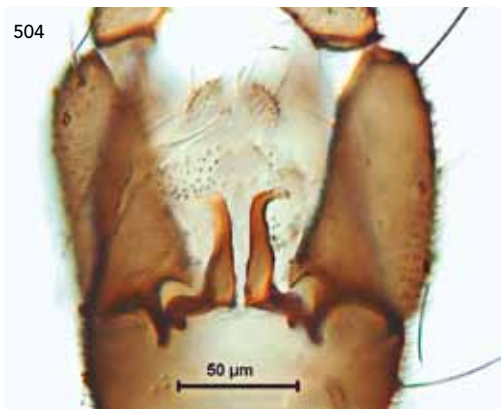
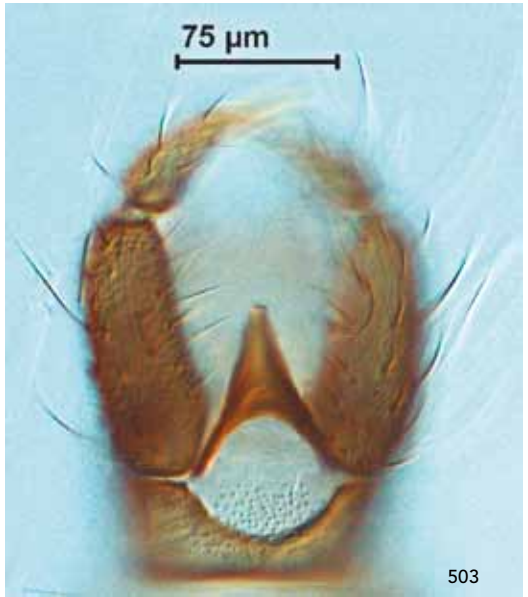
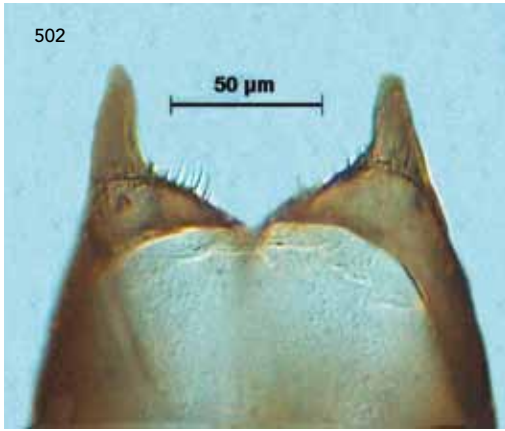


LÁMINA 50 · *C. fascipennis*; ♂ Ala (Fig. 501); Procesos apicolaterales (Fig. 502); Membrana basal y *aedeagus* (Fig. 503); Detalle genitalia (Fig. 504).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5 mm; Ala: 1,15 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 505). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico, en ocasiones levemente engrosado con una foseta sensorial mediana de contorno más o menos delimitado (Fig. 506). Alas castañas claras con manchas claras ambiguas en el área 2, otra sobre el área 1 y que a su vez engloba a la vena r-m. Una mancha en la base del ala (*arculus*) (Fig. 507). Macrotricos por toda el ala, pero no especialmente abundantes en su mitad basal. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 509). Ausencia de dos espinas en el 4º tarsómero de las patas medianas (Fig. 508).

Machos (Fig. 511): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales muy gruesos y moderadamente largos. Gran sutura central en forma de «V». Noveno esternito con escotadura anular y con la membrana basal fuertemente espiculada (Fig. 512). Apodemas (coxitos ventrales) cortos y estrechos aunque se ha observado variación intraespecífica (Fig. 513). Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal conspicuo (Fig. 512). Parámetros separados, gruesos y cortos. Ala similar a la de la hembra (Fig. 510).

Observaciones: Especie de fácil confusión con otras. Similar a *C. achrayi*, *C. tauricus* (en el patrón alar) y a *C. subfasciipennis*. Algunos ejemplares pequeños y poco coloreados de *C. achrayi* pueden resultar idénticos a *C. pallidicornis*. Por lo general, *C. pallidicornis* es una especie pequeña, con el ala castaña clara y sin manchas en los bordes distales lo que la diferencia de *C. subfasciipennis*. Especie abundante en el País Vasco.

Biología: Ligada a los hábitats forestales, criando en materia en descomposición, como hojarasca (IHA, 2010).

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y región Neártica. En Europa desde Irlanda hasta gran parte de Rusia; ausente en algunos países de este y del norte (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela et al. 1990) y en España en Cataluña (Sarto i Monteys et al. 2009).

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

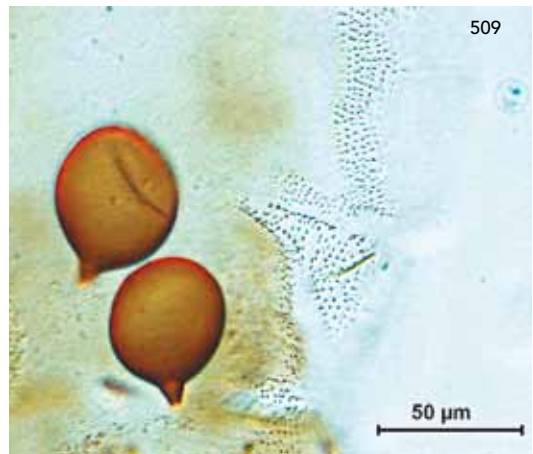
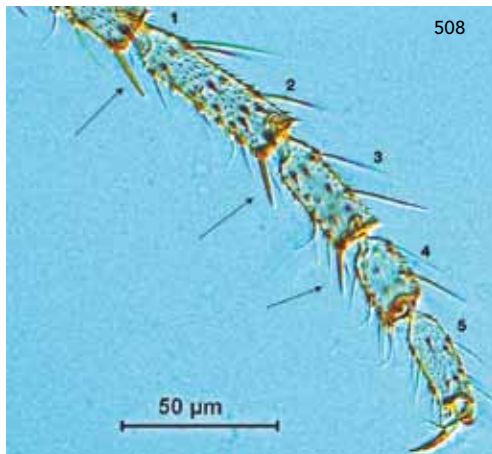
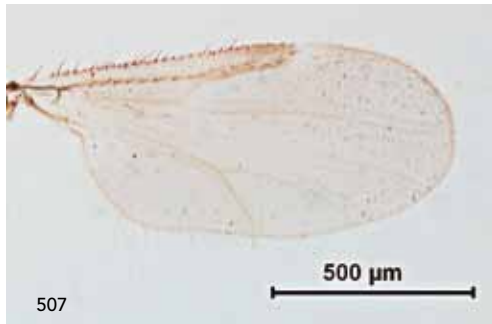
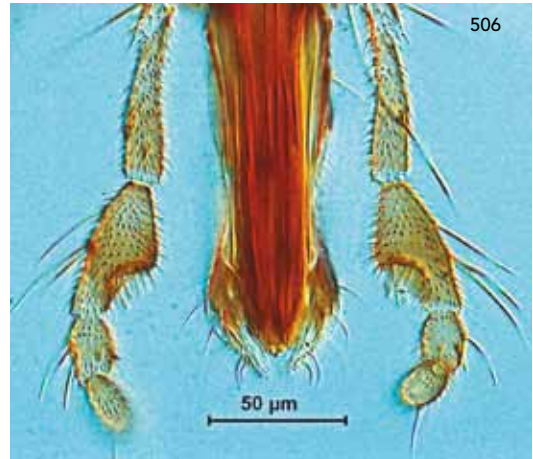
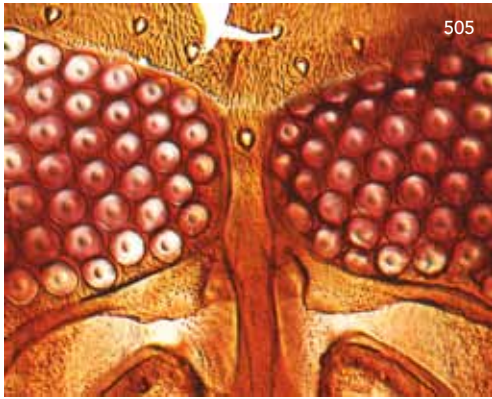


LÁMINA 51 · *C. pallidicornis*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 505); Palpos maxilares (Fig. 506); Ala (Fig. 507); Tarsos de las patas medianas (Fig. 508); Espermatecas (Fig. 509).

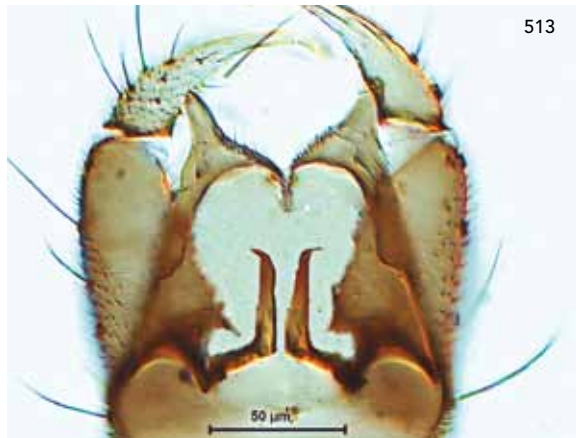
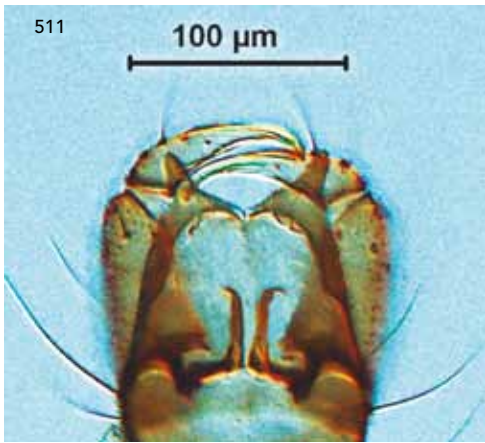
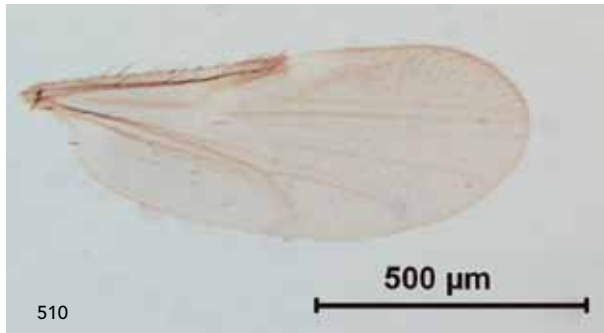


LÁMINA 51 · *C. pallidicornis*; ♂ Ala (Fig. 510); Genitalia (Fig. 511); Membrana basal y *aedeagus* (Fig. 512); Detalle genitalia (Fig. 513).

Descripción: ♀ Tamaño del ala: 1,3 mm.

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (Fig. 514). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 11 al 15. Tercer segmento palpar subcilíndrico levemente engrosado con una foseta sensorial mediana de contorno más o menos circular y con cierta profundidad (Fig. 515). Alas castañas con manchas claras moderadamente definidas en área 2, otra sobre área 1 y vena r-m que se extiende hasta M y se prolonga ligeramente hacia la parte distal alar. Manchas apicales en R_5 (a veces difusa o pequeña), M_1 y M_2 , Cu y An. Otra mancha grande en la base del ala que ocupa el *arculus* y zona basal anal (Fig. 516). Macrotricos por toda el ala. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 517).

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales muy gruesos y moderadamente largos. Gran sutura central profunda en forma de «V» (Fig. 519). Noveno esternito con una escotadura grande y anular. Membrana basal fuertemente espiculada (Fig. 520). Apodemas (coxitos ventrales) largos, terminados

Lámina 52 · *C. picturatus* ♀

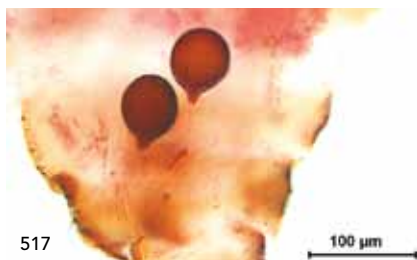
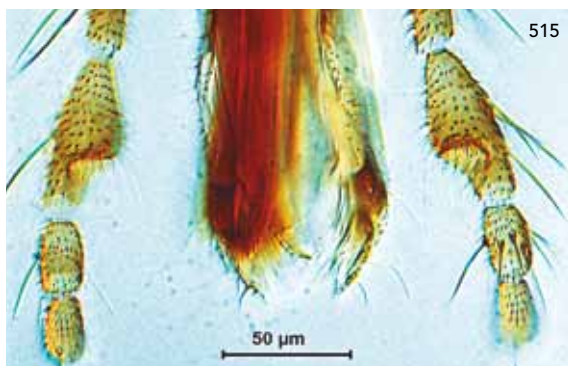


LÁMINA 52 · *C. picturatus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 514); Palpos maxilares (Fig. 515) Ala (Fig. 516); Espermatecas (Fig. 517).

en punta y ligeramente curvados (Fig. 521). Cuerpo del *aedeagus* trapezoidal conspicuo (Fig. 520). Parámetros separados, gruesos y cortos. Ala similar a la de la hembra (Fig. 518).

Observaciones: Especie que a primera vista recuerda a *C. alazanicus* y *C. simulator* por el patrón alar. La observación de los palpos y la distribución de las sensilas celocónicas en las hembras permiten su separación. De igual manera ocurre con los machos, pero la gran sutura central del terguito y forma del *aedeagus* es característica del subgénero *Silvaticulicoides*. Especie poco frecuente en el País Vasco.

Biología: Las larvas se han encontrado en hábitats pantanosos no salinos (IHA, 2010).

Distribución: Paleártico y norte de África. En Europa (Gran Bretaña, Francia, Italia, Sicilia, Córcega, Rumanía, Dinamarca) (Fauna Europaea, 2010). Primera cita para España.

Hábitos alimenticios: Ninio *et al.* (2010) capturaron un ejemplar que contenía sangre de bóvidos.

Lámina 52 · *C. picturatus* ♂

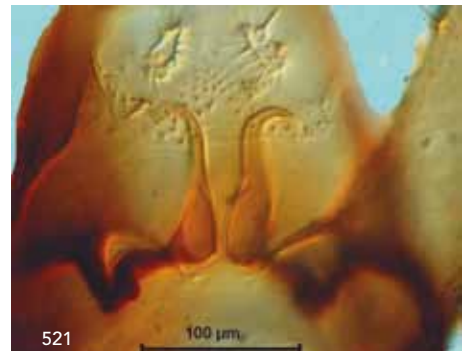
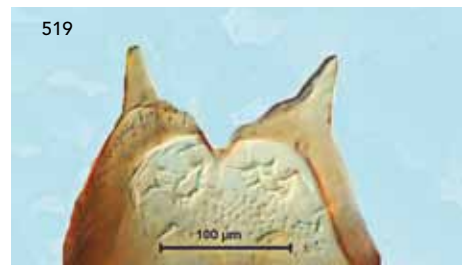


LÁMINA 52 · *C. picturatus*; ♂ Ala (Fig. 518); Procesos apicolaterales (Fig. 519); Membrana basal y *aedeagus* (Fig. 520); Detalle genitalia (Fig. 521).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5; Ala: 1,18 mm

Hembras: Ojos separados y no pubescentes (**Fig. 522**). Antenas con sensilas celocónicas en el artejo 3 y del 11 al 15. Tercer artejo palpar subcilíndrico con una foseta sensorial de tamaño mediano (**Fig. 523**). Alas castañas claras con manchas claras en área 2, otra sobre área 1 y vena r-m que se extiende a M. Manchas muy difusas en An, Cu incluso en M₂ (**Fig. 524**). Macrotricos por toda el ala, excepto en la celda basal. Segunda celda radial enteramente oscura. Dos espermatecas funcionales esféricas con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (**Fig. 525**).

Machos (Fig. 526): Noveno terguito con dos procesos apicolaterales muy gruesos y moderadamente largos. Gran sutura central profunda en forma de «V». Noveno esternito con escotadura ligeramente anular y con la membrana basal fuertemente espiculada. Apodemas (coxitos ventrales) de tamaño mediano. Cuerpo del aedeagus trapezoidal conspicuo. Parámetros separados, gruesos y más bien cortos.

Observaciones: Especie escasamente capturada. Se desconoce, si el motivo es debido a su baja población en los lugares muestreados o bien que haya pasado desapercibida debido a su semejanza con otras especies como *C. fascipennis*, *C. picturatus* incluso *C. pallidicornis*. Su pequeño tamaño permite separarla de *C. fascipennis*. Especie minoritaria en el País Vasco.

Biología: La larva fue descrita por Glukhova (1979). Los lugares de reproducción son probablemente los bosques húmedos, en la hojarasca.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa desde Gran Bretaña hasta gran parte de Rusia; ausente en Escandinavia y países de este (Fauna Europaea, 2010). Portugal (Capela *et al.* 1990) y en España en Navarra (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983) y Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009).

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

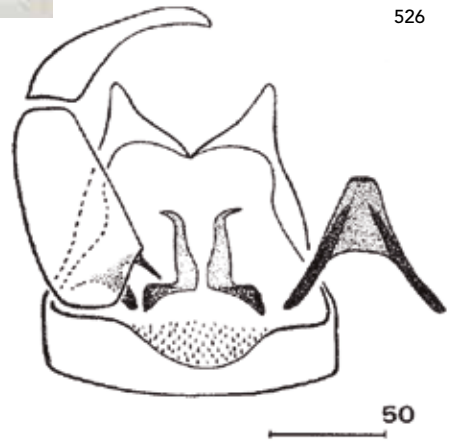
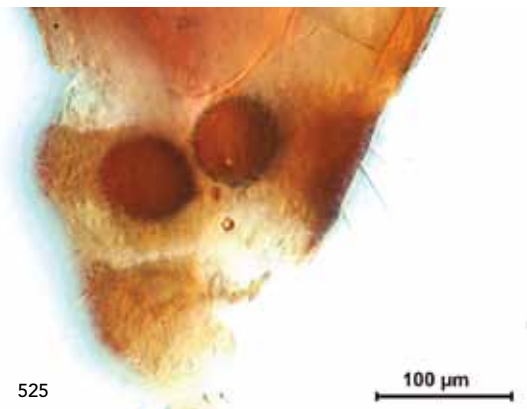
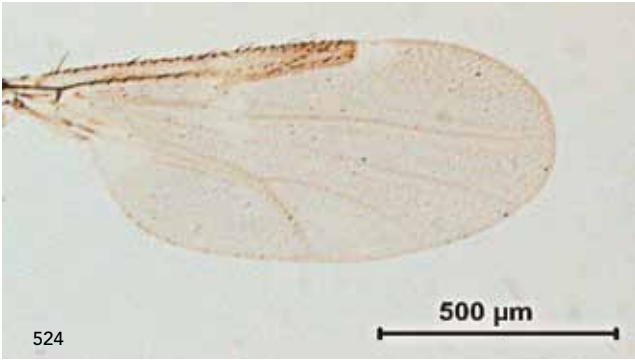
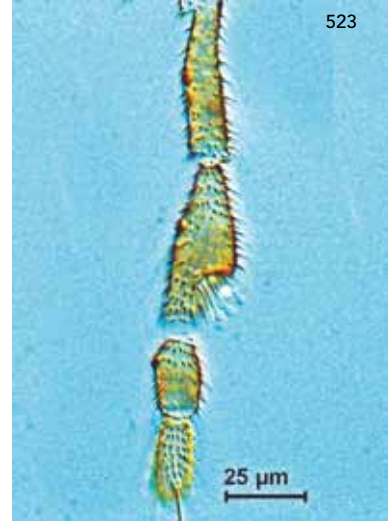
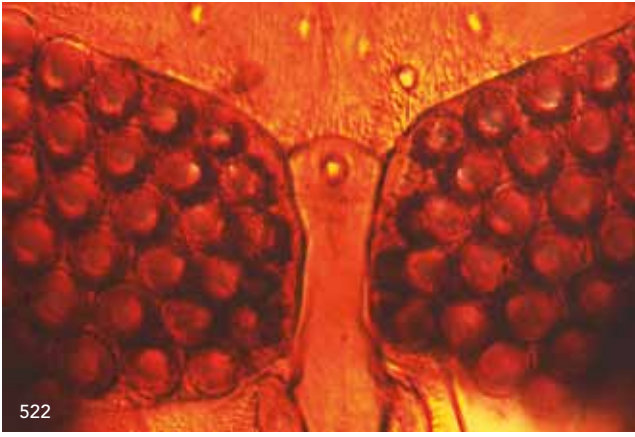


LÁMINA 53 · *C. subfasciipennis*; ♂ Ojos compuestos (Fig. 522); Palpos maxilares (Fig. 523); Ala (Fig. 524); Espermatecas (Fig. 525); ♂ Genitalia (Fig. 526).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,2 mm; Ala: 0,77 mm

Hembras: Ojos ampliamente separados y no pubescentes (Fig. 527). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 al 10. Los artejos basales son más anchos que largos, con aspecto esférico (Fig. 533). Tercer segmento palpar muy voluminoso con una foseta sensorial bien delimitada y bastante profunda (Fig. 528-529). Alas claras sin manchas pero con macrotricos conspicuos y abundantes por todo el ala, especialmente en la vena costal y radial, otorgándole cierto color al ala (Fig. 530). Dos espermatecas funcionales ovoides con pedicelo y una rudimentaria pequeña digitiforme (Fig. 531).

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales gruesos, cortos y de ápice truncado o redondo. Ausencia de sutura central (Fig. 534). Noveno esternito más o menos recto o levemente sucado. Membrana basal débilmente espiculada (Fig. 535). Apodemas (coxitos ventrales) ventrales gruesos, moderadamente largos, oscuros y de punta redondeada. Cuerpo del *aedeagus* pequeño con forma de rectángulo y ápice terminado en tejadillo (Fig. 535). Parámetros separados muy característicos que se cruzan en su zona media y terminan en una estructura provista de cerdas, que recuerda a un «peine» (Fig. 534-535). Ala similar a la de la hembra (Fig. 532).

Observaciones: Esta especie es conocida en la literatura antigua como *C. pumilus*. Tanto las hembras como los machos poseen características morfológicas al microscopio únicas que permite distinguirlas. En cambio, a la lupa el tono del ala puede recordar a ejemplares pequeños y pálidos de *C. pallidicornis*, pero especialmente el tono alar es similar a *C. heliophilus*. Especie minoritaria en el País Vasco.

Distribución: Paleártico, Cercano Oriente y norte de África. En Europa ampliamente distribuido desde Gran Bretaña hasta Rusia; ausente en la mayoría de los países del este (Fauna Europaea, 2010). Presente en Andorra, y en España en Navarra (Gil Collado & Sahuquillo Herráiz, 1983) y en Cataluña (Sarto i Monteys *et al.* 2009).

Importancia médico–veterinaria y hábitos alimenticios: Podría tratarse de una especie ornitófila endófaga al encontrarse en cajas nido artificiales de aves en la República Checa (Votýpka *et al.* 2009).

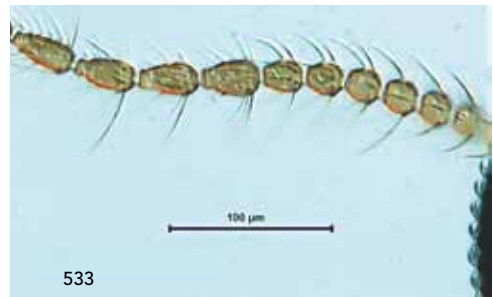
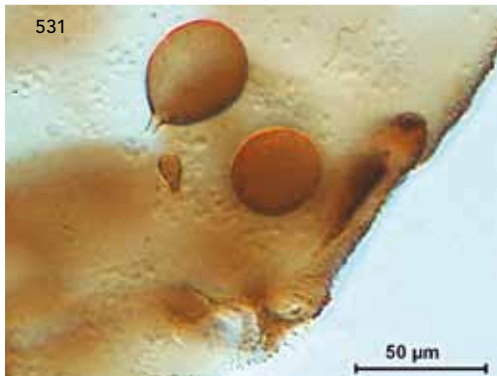
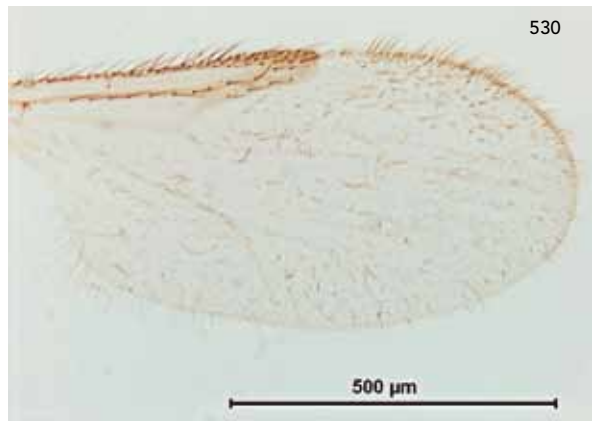
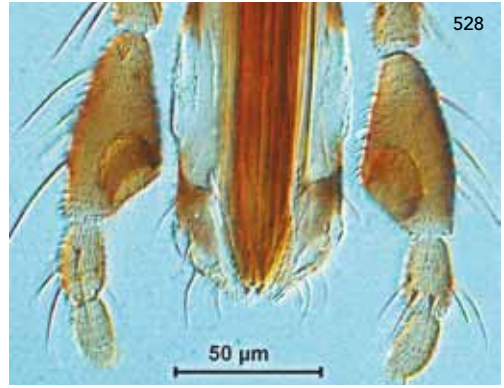


LÁMINA 54 · *C. minutissimus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 527); Palpos maxilares (Fig. 528); Detalle palpo (Fig. 529); Ala (Fig. 530); Espermatecas (Fig. 531); Artejos antenales (Fig. 533).

Lámina 54 · *C. minutissimus* ♂

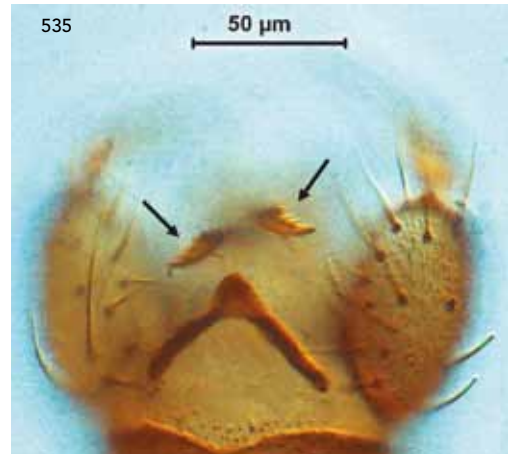
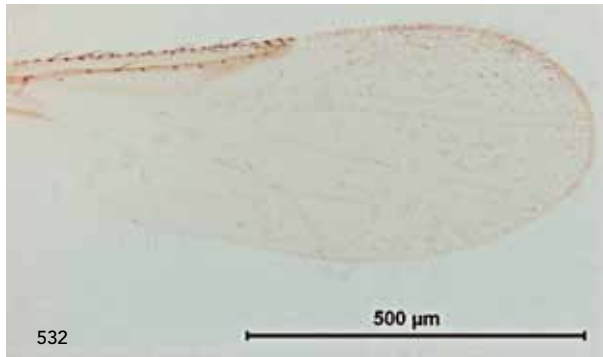


LÁMINA 54 · *C. minutissimus*; ♂ Ala (Fig. 532); Genitalia (Fig. 534); Membrana basal, *aedeagus* y ápice de los parámetros (Fig. 535).

Descripción: ♀ Tamaño: 1,5; mm Ala: 1,27 mm

Hembras: Ojos bien separados y no pubescentes (**Fig. 536**). Antenas con sensilas celocónicas en los artejos 3 y del 7 al 10. Tercer segmento palpar subcilíndrico con una foseta sensorial grande, bien delimitada, profunda y con forma de cacahuete (**Fig. 537-538**). Las alas son claras sin manchas, con un tono levemente castaño y presentando las venas radiales y costales oscuras; mientras que el resto del ala carece de manchas (**Fig. 539**). Macrotricos relativamente abundantes por toda el ala. Tres espermatecas funcionales conspicuas con forma arriñonada y superficie lisa (**Fig. 540-541**). Tórax castaño oscuro.

Machos: Noveno terguito con dos procesos apicolaterales extremadamente (largos, puntiguados y finos). Ausencia total de sutura central (**Fig. 543**). Noveno esternito con escotadura cóncava y membrana basal fuertemente espiculada (**Fig. 545**). Apodemas ventrales muy desarrollados tanto el coxito ventral como especialmente el dorsal; son largos, gruesos y de ápice truncado (**Fig. 544**). Cuerpo del *aedeagus* pequeño con forma de triángulo (**Fig. 545**). Parámetros separados muy característicos, con forma de bastón, gruesos, acabados en punta y que siguen una trayectoria más o menos rectilínea en todo su contorno (**Fig. 544**). Ala similar a la de la hembra (**Fig. 542**).

Observaciones: Se trata de la única especie ibérica con tres espermatecas funcionales. A la lupa, al no ser posible observar las espermatecas, se confunden en ocasiones con *C. pallidicornis*, ya que el tono del ala es muy similar. El tórax de *C. tauricus* es de un color castaño muy oscuro que no se observa en los ejemplares de *C. pallidicornis*. Especie abundante en la localidad más húmeda muestreada (Elguea, Álava).

Biología: Se desconoce la biología de las larvas. En la localidad alavesa de Elguea los adultos fueron capturados en los meses de junio y julio. La mayor parte de las capturas ocurrieron en las trampas colocadas en el interior del estabulario.

Distribución: Paleártico y Cercano Oriente. En Europa presente en Francia, Alemania, República Checa, Sicilia, Ucrania, Rumania, Polonia, Eslovaquia y Rusia (Fauna Europaea, 2010). Nueva cita para España.

Hábitos alimenticios: Las hembras muestran buen desarrollo de las piezas bucales.

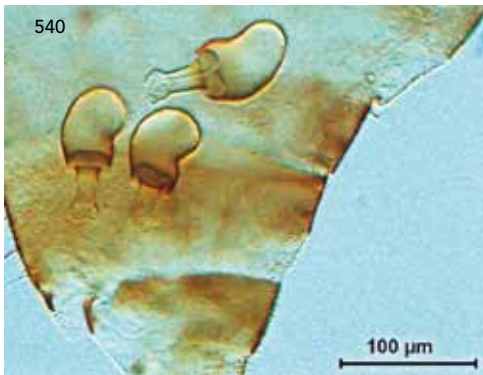
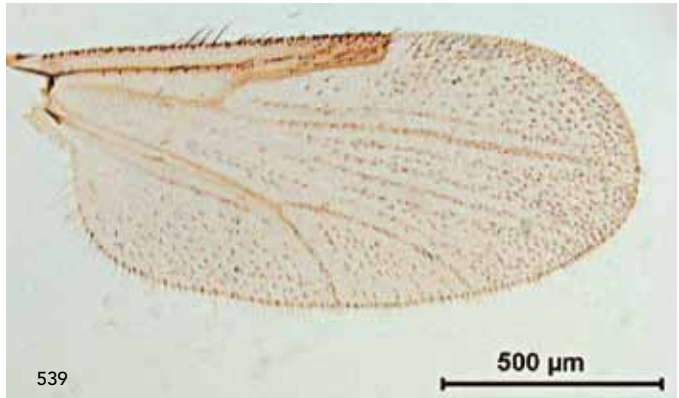
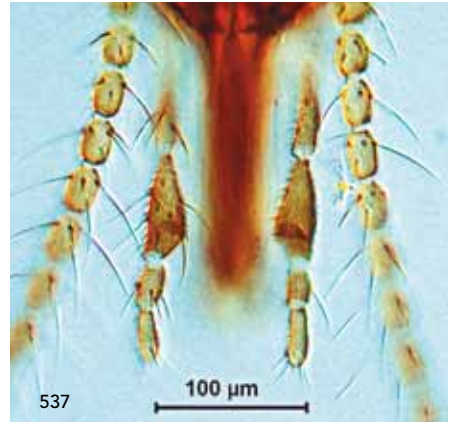


LÁMINA 55 · *C. tauricus*; ♀ Ojos compuestos (Fig. 536); Palpos maxilares (Fig. 537); Detalle palpo (Fig. 538); Ala (Fig. 539); Espermatecas (Fig. 540); Detalle espermatecas (Fig. 541).

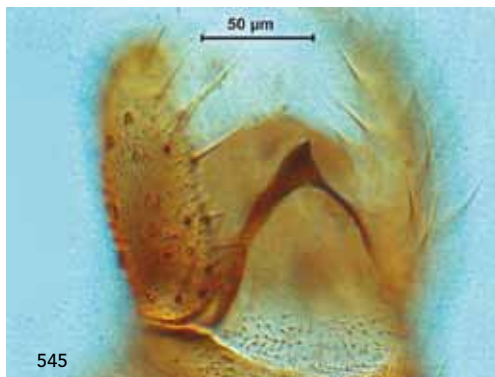
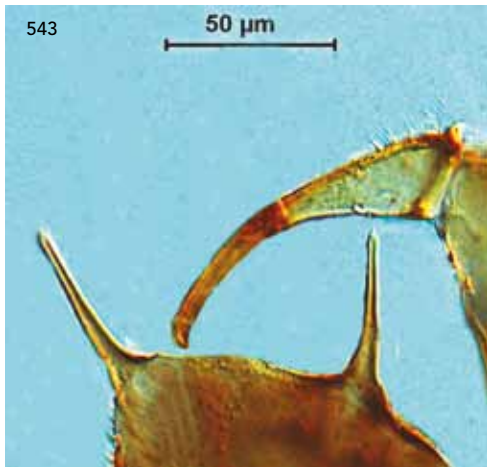
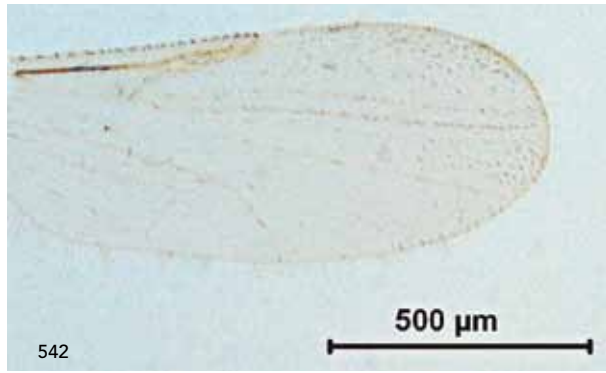


LÁMINA 55 · *C. tauricus*; ♂ Ala (Fig. 542); Procesos apicolaterales (Fig. 543); Parámetros y apodemas (Fig. 544); Membrana basal y *aedeagus*. (Fig. 545).

- Alóctono:** Se dice de aquellos seres vivos que han sido introducidos o bien han llegado a un ecosistema diferente del original. Se les denomina comúnmente especies invasoras.
- Apneústico, larvas:** Se dice de aquellas larvas que carecen de espiráculos funcionales, por lo que su medio de respiración es cutáneo.
- Aedeagus:** Es el órgano reproductor de los insectos macho mediante el cual excretan el esperma en la copulación.
- Arculus:** Hace referencia al nombre de la vena transversal que ocupa la parte más basal del ala, cerca del lugar de inserción del ala al tórax.
- Autóctona:** Se dice de aquellos seres vivos que son propios de donde se hallan.
- Autógeno, ciclo:** Se dice aquellos mosquitos que no necesitan del consumo de sangre para la primera puesta de huevos.
- Antólogo:** ver autógeno.
- Artejo:** Cada una de las unidades diferenciables en los apéndices de los artrópodos.
- Coprofilia:** Literalmente afinidad con las heces. Frecuentemente se habla de individuos coprófagos, aquellos que se alimentan de heces.
- DDT:** El DDT (Dicloro Difenil Tricloroetano) o más exactamente 1, 1, 1-tricloro-2,2-bis(4-clorofenil)-etano, de fórmula $(ClC_6H_4)_2CH(CCl_3)$ es el compuesto organoclorado principal de los insecticidas. En el siglo XX fue utilizado con intensidad como insecticida pero, tras una campaña mundial que alegaba que este compuesto se acumulaba en las cadenas tróficas y ante el peligro de contaminación de los alimentos, se prohibió su uso.
- Diapausa:** Estado fisiológico dinámico de baja actividad metabólica mediado por neurohormonas que incluye varias fases, propio de los artrópodos.
- Empodio:** Se trata de una estructura impar situada entre las uñas, en el último artejo tarsal. En el caso de los Culicoides presenta aspecto de cerda.
- Endofagia:** Se dice de aquellos individuos que se alimentan dentro de los hogares o lugares cerrados.
- Epizootico:** Referente a epizootía. Es una enfermedad contagiosa que ataca a un número inusual de animales al mismo tiempo y lugar y se propaga con rapidez.
- Esclerotizado:** Dícese de las estructuras endurecidas o parte rígida de un ser vivo.
- Espermatóforo:** Es una cápsula o masa creada por los especímenes machos de varios invertebrados, que contiene espermatozoides, siendo integralmente introducida al órgano sexual femenino durante la cópula.
- Estenogamia:** Término que caracteriza a un mosquito en el cual el acoplamiento sexual tiene lugar en un espacio limitado.
- Exofagia:** Se dice de aquellos individuos que se alimentan fuera de los hogares, en el exterior.
- Exuvia:** Es la cutícula o cubierta exterior (exoesqueleto), abandonada por los artrópodos (insectos, crustáceos o arácnidos) tras la muda.
- Feromona:** Sustancia de carácter hormonal que actúa en el individuo distinto del que la produce.

- Halterios:** También conocidos como balancines, se trata de una estructura par ubicada a ambos lados del tórax, por detrás de las alas, con aspecto claviforme cuya función es la percepción posicional y aterrizaje en el vuelo. Son exclusivos del orden Diptera.
- Holometábolo, ciclo:** Insectos cuyo desarrollo reproductivo incluye la fase de huevo, larva, pupa y adulto. Se le conoce con el nombre de metamorfosis completa o complicada.
- Imago:** Insecto adulto que surge tras la metamorfosis del estadio previo y que aún no posee los órganos sexuales disponibles para la reproducción. Frecuentemente se utiliza el término imago y adulto indistintamente, siendo incorrecto.
- Kairomona:** Feromona producida por un organismo que provoca una reacción, en otro de distinta especie, que es favorable para que el que la recibe y no para quien la emite.
- Mamofílica:** Se dice de aquella especie que se siente atraída por los mamíferos, y que generalmente se alimenta de ellos.
- Mucrón:** Extremo del último artejo antenal que presentan algunos Ceratopogónidos y que se presenta como una punta digitiforme diferenciada.
- Omatidios:** Cada una de las unidades estructurales que forman los ojos compuestos.
- Ornitofilia:** Se dice de aquella especie que se siente atraída por las aves y que generalmente se alimenta de ellas.
- Parámeros:** Estructuras generalmente endurecidas que forman parte de la genitalia de los machos de algunos insectos.
- Partenogénesis:** Tipo de reproducción unisexual en el que las hembras originan descendencia sin que haya fecundación por los machos.
- Quitinoso:** Se dice de aquel individuo (insecto) o estructura que se compone de quitina (un polisacárido duro formado principalmente por N-acetil-glucosamina).
- Rebaño centinela:** En el contexto que se usa, se refiere a grupos de animales que no han sido expuestos a la enfermedad, mantenidos en lugares fijos y de los que se toman muestras regularmente para detectar nuevas infecciones de virus de la lengua azul.
- Restringido:** En el contexto que se utiliza, se refiere a aquellas zonas geográficas en las cuales la enfermedad permanece activa.
- RT-PCR:** Técnica molecular cuyas siglas significan Reacción en Cadena de la Polimerasa en Transcripción Reversa. Es un proceso mediante el cual el ARN pasa a ADN complementario en presencia de la enzima transcriptasa inversa.
- Sensila:** Células especializadas de los insectos cuya función es la recepción de estímulos, especialmente olfatorios.
- Serotipo:** Subpoblación de un microorganismo infeccioso que se diferencia de otras subpoblaciones de la misma especie por presentar en su superficie celular antígenos diferentes que se detectan mediante pruebas serológicas.
- Vacuna viva atenuada:** Consiste en utilizar un agente infeccioso (vacunas monovalentes) o varios (vacunas polivalentes) vivo/os y homólogo/s al que produce la enfermedad, pero cuya virulencia haya sido atenuada, de manera que sin producir ninguna lesión secundaria al animal, induzca inmunidad duradera frente al agente homólogo virulento.
- Vacuna inactivada:** Las vacunas muertas o inactivadas están formadas por el o los microorganismos completos pero inactivados por algún método físico o químico. Estas vacunas, presentan como principales ventajas, frente a las vacunas atenuadas, su estabilidad y seguridad, así como su conservación.

BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOGRAFÍA

- ACEVEDO, P., RUIS-FONS, F., ESTRADA, R., MÁRQUEZ, A.L., MIRANDA, M.A., GORTÁZAR, C. & LUCIENTES, J. (2010). A broad assessment of factors determinating *Culicoides imicola* abundance: Modelling the present and forecasting its future in climate chance scenarios. *PLoS ONE* 5: 12.
- ALLEPUZ, A., GARCÍA-BOCANEGRA, I., NAPP, S., CASAL, J., ARENAS, A., SAEZ, A. & GONZÁLEZ, M.A. (2010). Monitoring bluetongue disease (BTV-1) epidemic in southern Spain during 2007. *Preventive Veterinary Medicine*, 96: 263-271.
- ANDERSON, J.R. & LINDARES, A.X. (1989). Comparison of several different trapping methods for *Culicoides variipennis* (Diptera: Ceratopogonidae). *Journal of the American Mosquito Control Association*, 5: 325-334.
- ANDERSON, G.S., BELTON, P. & KLEIDER, N. (1991). *Culicoides obsoletus* (Diptera: Ceratopogonidae) as a causal agent of *Culicoides* hypersensitivity (sweet itch) in British Columbia. *Journal of Medical Entomology*, 28: 685-693.
- ANDERSON, G.S. (1993). A population study of *Culicoides obsoletus* Meigen (Diptera, Ceratopogonidae), and others *Culicoides* species in the Fraser Valley of Columbia. *Canadian Entomologist*, 125: 439-447.
- ANSARI, M.A., CARPENTER, S. & BUTT, T.M. (2010). Susceptibility of *Culicoides* biting midge larvae to the insect-pathogenic fungus, *Metarhizium anisopliae*: Prospects for bluetongue vector control. *Acta Tropical*, 113: 1-6.
- ANONÓNIMO. (1992). Study on the geographical distribution and seasonal prevalence in Spain during 1990-1991 of different species of the genus *Culicoides* (Family Ceratopogonidae). Spanish Government Technical Committee Document VI/650/92 submitted to European Union. 57 pp.
- ANTHONY, J., WILSON, J. & MELLOR, P.S. (2010). Bluetongue in Europe: past, present and future. *Philosophical Transactions of the Royal Society*, 364: 2669-2681.
- AUGOT, D., SAUVAGE, F., JOUET, D., SIMPHAL, E., VEUILLE, M., COULOUX, A., KALTENBACH, M.L. & DEPAQUIT, J. (2010). Discrimination of *Culicoides obsoletus* and *Culicoides scoticus*, potential bluetongue vectors, by morphometrical and mitochondrial cytochrome oxidase subunit I analysis. *Infection, Genetics and Evolution*, 10: 629-637.
- BALENGHIEN, T. (2008) *Culicoides chiopterus*: confirmation of its status as potential vector of bluetongue virus in Europe. *ProMed-mail*. International Society for Infectious Diseases, Brookline, M.A.
- BALDET, T., DELÉCOLLE, J.C., MATHIEU, B., DE LA ROCQUE, S. & ROGER, F. (2004). Entomological surveillance of bluetongue in France in 2002. *Veterinaria Italiana*, 40: 226-231.
- BALDET, T., DELÉCOLLE, J.C., CETRE-SOSSAH, C., MATHIEU, B., MEISWINKEL, R. & GERBIER, G. (2008). Indoor activity of *Culicoides* associated with livestock in the bluetongue virus (BTV) affected region of northern France during autumn 2006. *Preventive Veterinary Medicine*, 87: 84-97.
- BAYLIS, M., HASNAOUI, H.E.L., BOUAYOUNE, H., TOUTI, J. & MELLOR, P.S. (1997). The spatial and seasonal distribution of African horse sickness virus and its *Culicoides* vectors in Morocco. *Medical and Veterinary Entomology*, 11: 203-212.
- BAYLIS, M., PARKIN, H., KREPPPEL, K., CARPENTER, S., MELLOR, P.S. & MCINTYRE, K.M. (2010). Evaluation of housing as means to protect cattle from *Culicoides* biting midges, the vectors of bluetongue virus. *Medical and Veterinary Entomology*, 24: 38-45.
- BARNARD, B.J.H. (1997). Some factors governing the entry of *Culicoides* spp. (Diptera: Ceratopogonidae) into stables. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 64: 227-233.

- BHASIN, A. (1996). *Host location cues of Culicoides spp. (Diptera: Ceratopogonidae)*. Thesis. University of Aberdeen. Aberdeen. U.K.
- BECKER P. (1961). Observations on the life cycle and immature stages of *Culicoides circumscriptus* Kieff. (Diptera, Ceratopogonidae). *Proceedings of the Royal Society of Edinburgh*, 67: 363-386.
- BLACKWELL, A., MORDUE A.J., YOUNG M.R. & MORDUE W. (1992). Bivoltinism, survival rates and reproductive characteristics of the Scottish biting midge, *Culicoides impunctatus* (Diptera: Ceratopogonidae) in Scotland. *Bulletin of Entomological Research*, 82: 299-306.
- BLACKWELL, A., DYER, C., MORDUE, A.J., WADHAMS, L.J. & MORDUE, W. (1994). Field and laboratory evidence for volatile pheromone produced parous females of the Scottish biting midge, *Culicoides impunctatus*. *Physiological Entomology*, 19: 251-257.
- BLACKWELL, A., WADHAMS, L. J. & MORDUE, W. (1997). Electrophysiological and behavioural studies of the biting midge, *Culicoides impunctatus* Goetghebuer (Diptera, Ceratopogonidae): interactions between some plant-derived repellent compounds and a host-odour attractant, 1-octen-3-ol. *Physiological Research*, 82: 299-306.
- BLACKWELL, A., EVANS, K.A., STRANG, R.H.C. & COLE, M. (2004). Toward development of neem-based repellents against the Scottish Highland biting midge *Culicoides impunctatus*. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 449-452.
- BLANTON, F.S. & WIRTH, W.W. (1979). The sand flies (*Culicoides*) of Florida (Diptera: Ceratopogonidae). *Arthropods of Florida and Neighboring Land Areas*. Vol 10. Florida Department of Agriculture and Consumer Services. 204 pp.
- BOORMAN, J. & GODDARD, P.G. (1970). Observations on the biology of *Culicoides impunctatus* (Diptera: Ceratopogonidae) in Southern England. *Bulletin of Entomological Research*, 60: 189-198.
- BOORMAN, J. (1974). The maintenance of laboratory colonies of *Culicoides variipennis* (Coq.), *C. nubeculosus* (Mg.) and *C. riethi* Kieff. (Diptera: Ceratopogonidae). *Bulletin of Entomological Research*, 64: 371-377.
- BOORMAN, J. (1985). Rearing *Culicoides obsoletus* (Diptera, Ceratopogonidae) on agar culture of nematodes. *Progress on Clinical and Biological Research*, 178: 229-131.
- BOORMAN, J. (1986). British *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae): notes on distribution and biology. *Entomologist's Gazette*, 37: 253-266.
- BORKENT, A. & WIRTH, W.W. (1997). World Species of Biting Midges (Diptera: Ceratopogonidae). *Bulletin of the America Museum of Natural History*, 233: 1-257.
- BRADLEY, A., MULLENS, ALEC, C., GERRY, SARTO I MONTEYS, V., PINNA, M. & GONZALEZ, A. (2010). Field studies on *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) Activity and response to Deltamethrin applications to sheep in Northeastern Spain. *Journal of Medical Entomology*, 47(1): 106-110.
- BRAVERMAN, Y., GALUN, R. & ZIV, M. (1974). Breeding sites of some *Culicoides* species (Diptera, Ceratopogonidae) in Israel. *Mosquito News*, 34: 303-308.
- BRAVERMAN, Y. & CHIZOV-GINZBURG, A. (1997). Repellency of synthetic and plant-derived preparations for *Culicoides imicola*. *Medical and Veterinary Entomology*, 11: 355-360.
- CAGIENARD, A., GRIOT, C., MELLOR, P.S., DENISON, E. & STRAK, K.D.C. (2006). Bluetongue vector species of *Culicoides* in Switzerland. *Medical and Veterinary Entomology*, 20: 239-247.
- CALLOT, J., KREMER, M., RAULT, B. & BACH, A. (1966). Contribution à l'étude des *Culicoides* de l'Ouest de la France. *Annales de Parasitologie*, 41 : 513-521.
- CALVETE, C., ESTRADA, R., CALVO, A.J., CALAVIA, R., MIRANDA, M.A., BORRÁS, D., MAÑUZ B., ROMERO, L. & LUCIENTES, J., (2008). *Culicoides* species and transmission of bluetongue virus in Spain. *Veterinary Record*, 158: 130-131.

- CALVETE, C., ESTRADA, R., MIRANDA, M.A., DEL RIO, R., BORRÁS, D., GARRIDO, L., MUÑOZ, B., ROMERO, L.J. & LUCIENTES J. (2009a). Evaluación de la eficacia del programa de monitorización de las poblaciones de vectores de lengua azul, *Culicoides imicola* Kieffer, 1913 y complejo *Culicoides obsoletus* Meigen, 1818 (Diptera: Ceratopogonidae), en España. *Información Técnica Económica Agraria*, 105: 147-160.
- CALVETE, C., ESTRADA, R., MIRANDA, M. A., DEL RIO, R., BORRÁS, BELDRON, F.J., MARTÍNEZ, A., CALVO, A.J. & LUCIENTES, J. (2009b). Entry of bluetongue vector *Culicoides imicola* into livestock premises in Spain. *Medical and Veterinary Entomology*, 23: 202-208.
- CALVETE, C., ESTRADA, R., MIRANDA, M. A., DEL RIO, R., BORRÁS, BELDRON, F.J., MARTÍNEZ, A., CALVO, A.J & LUCIENTES, J. (2010). Protection of livestock against bluetongue virus vector *Culicoides imicola* using insecticida-treated netting in open areas. *Medical and Veterinary Entomology*, 24: 169-175.
- CAMBOURNAC, F. J. C. (1970). Lista das especies do genero *Culicoides* (Nematocera, Ceratopogonidae) encontradas em Portugal. *Anais Escola Nacional Saude Publica e Medicina Tropical*, IV: 249-250.
- CAMPBELL, A.E. & PELHAM-CLINTON, E.C. (1960). A taxonomic review of the British species of *Culicoides* Latrielle (Diptera: Ceratopogonidae). *Proceedings of the Royal Society of London*, 67: 181-302.
- CAPELA, R., KREMER, M., MESSADDEQ, N., LEMBLE, C. & WALLER, J. (1990). Les *Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae) du Portugal continental et de Porto Santo. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, 83: 561-565.
- CAPELA, R., SAUSA, C., PENA, I. & CAEIRO, V. (1993). Preliminary note on the distribution and ecology of *Culicoides imicola* in Portugal. *Medical and Veterinary Entomology*, 7: 23-26.
- CARACAPPA, S., TORINA, A., GUERCIO, A., VITALE, F., CALABRÓ, A., PURPARI, G., FERRANTELLI, V., M. & MELLOR, P.S. (2003). Identification of a novel bluetongue virus vector species of *Culicoides* in Sicily. *Veterinary Record*, 153: 71-74.
- CARPENTER, S., EYRES, K., McENDRICK, I., SMITH, L., MORDUE, W. & MORDUE, A.J. (Luntz) (2005). Repellent efficiency of BayRepel against *Culicoides impunctatus* (Diptera: Ceratopogonidae). *Parasitology Research*, 95: 427-429.
- CARPENTER, S., MELLOR, P.S. & TORR, S. J. (2008). Control techniques for *Culicoides* biting midges and their application in the U.K. and northwestern Palaearctic. *Medical and Veterinary Entomology*, 22: 175-187.
- CARRASQUILLA, M.C., GUHL, F., ZIPA, Y., FERRO, C., PARDO, R.H., CABRERA, O.L. & SANTAMARÍA, E. (2010). Breeding sites of *Culicoides pachymerus* Lutz in the Magdalena River basin, Colombia. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro: 105 (2): 216-219.
- CASATI, S., RACLOZ, V., DELÉCOLLE, J.C., KUHN, M., MATHIS, A., GRIOT, C., CSTÄRK, K.D. & VANZETTI, T. (2009). An investigation on the *Culicoides* species composition at seven sites in southern Switzerland. *Medical and Veterinary Entomology*, 23: 93-98.
- CÉTRE-SOSSAH, C., BALDET, T., DELÉCOLLE, J.C., MATHIEU, B., PERRIN, A., GRILLET, C. & ALBINA, E. (2004). Molecular detection of *Culicoides* spp. and *Culicoides imicola*, the principal vector of bluetongue (BT) and African horse sickness (AHS) in Africa and Europe. *Veterinary Research*, 35: 325-337.
- CHAKER, E. (1983). *Contribution a letude de la morphologie et de la diagnose des larves de Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae). Thesis. Université Louis Pasteur de Strasbourg. France.
- CILEK, J.E. & HALLMON, C.F. (2005). The effectiveness of the Mosquito Magnet trap for reducing *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) populations in coastal residential backyards. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 21: 218-221.

- COLUZZI, M. & KREMER, M. (1964). Contributo alla conoscenza dei culicoidi italiani (Diptera, Ceratopogonidae). *Parassitologia*, 1-2 (VI): 63-69.
- CULICOIDES.NET. Acceso online en <http://culicoides.net/culicoides>. Published under a Creative Commons Attribution License (v3.0). Developed and hosted by the Institute for Animal Health. Powered by Plone. Último acceso en Diciembre del 2010.
- DAY, J.F. & SJOGREN, R.D. (1994). Vector control by removal trapping. *American Journal Tropical Medicine and Hygiene*, 50: 126-133.
- DE DEKEN, G., MADDER, M., DEBLAUWE, I., DE CLERQ, K., FASSOTTE, C., LOSSON, B., HAUBRUGE, E., DE DEKEN, R. (2008). Vector monitoring at Belgium outbreak sites during the bluetongue epidemic of 2006. *Preventive Veterinary Medicine*, 87: 64-73.
- DE LA PUENTE, J.M., MERINO, S., TOMÁS G., MORENO, J., MORALES, J., LOBATO, E., TALAVERA, S. & SARTO I MONTEYS, V. (2009). Factors affecting *Culicoides* species composition and abundance in avian nest. *Parasitology*, 136: 1-9.
- DE LIBERATO, C., SCAVIA, G., LORENZETTI, R., SCARAMOZZINO, P., AMADDEO, D., CARDETI, G., SCICLUNA, M., FERRARI, G., AUTORINO G.L. (2005). Identification of *Culicoides obsoletus* (Diptera : Ceratopogonidae) as a vector of bluetongue virus in central Italy. *Veterinary Record*, 156: 301-304.
- DEL RÍO, R., MIRANDA, M. A., BORRAS, D., CALVETE, C., ESTRADA & LUCIENTES, J. (2008). *Culicoides* trap comparison in the Balearic Islands. En prensa. Medreonet., Teramo, 9-11.
- DELÉCOLLE, J.C. (1985). *Nouvelle contribution à systématique et iconographique des espèces du genre Culicoides (Diptera: Ceratopogonidae) du Nord-Est de la France*. Thesis. Université Louis Pasteur de Strasbourg. France.
- DELÉCOLLE, J.C. & ORTEGA, M.D. (1998). Description d'une espèce nouvelle du genre *Culicoides* originaire d'Espagne, apparentée à *C. fagineus* Edwards, 1939 (Diptera, Ceratopogonidae). *Nouvelle Revue Entomologie*, 15: 283-290.
- DELÉCOLLE, J.C., MATHIEU, B. & BALDET, T. (2005). Nouvelle contribution à l'étude des *Culicoides* de Corse. II. Mise à jour de la liste des espèces, description de *C. riebi* n. sp. et redescription de *C. paradisionensis* Boorman, 1988 (Diptera: Ceratopogonidae). *Bulletin de la Société Entomologique de France*, 110 (1): 69-75.
- DIJKSTRA, E., VAN DER VEN, I.J.K., MEISWINKEL, R., HOLZEL, D.R. & VAN RIJN, P.A. (2008). *Culicoides chiopterus* as a potential vector of bluetongue virus in Europa. *The veterinary Record*, 162: 422.
- DOWNES, J.A. 1955. Observations on the swarming flight and mating of *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae). *Transactions of the Royal Entomological Society of London*, 106: 439-453.
- DZHAFAROV, S.M. (1964). Blood-sucking Heleidae (Diptera) of Transcaucasia (the Genera *Culicoides*, *Leptoconops*, *Lasiohelea*). Soviet Academy of Sciences, Azerbaijan. Baku, 414 pp (en Ruso).
- EDWARDS, F. W. (1939). Nematocera, pp. 1-66. In Edwards, F. W., H. Oldroyd, and J. Smart, eds. *British Blood-sucking Flies*. British Museum (Natural History), London, UK., viii + 156 pp., 45 pls.
- FAUNA EUROPAEA. Diptera: Nematocera. Fauna Europaea version 1.2. Actualizado 3 de Junio de 2010. Disponible: <http://www.fauaenr.org/>. Acceso en Noviembre, 2010.
- FOX, C. & DELRIO, G. (2010). Larval habitats and seasonal abundance of *Culicoides* biting midges found in association with sheep in northern Sardinia, Italy. *Medical and Veterinary Entomology*, 24: 199-209.
- FRADIN, M.S. (1998). Mosquitoes and mosquito repellents: a clinical guide. *Annals of International Medicine*, 128: 931-939.
- GARCÍA-SÁNCHEZ, M.R. (1983). *Nuevas aportaciones al conocimiento de los ceratopogónidos (Diptera, Nematocera) en la provincia de Valencia*. Tesis doctoral. Universidad de Valencia. Valencia. España.

- GERRY, A.C., SARTO I MONTEYS, V., MORENO VIDAL J-O., FRANCINO, O. & MULLENS B.A. (2009). Biting Rates of *Culicoides* Midges (Diptera: Ceratopogonidae) on Sheep in Northeastern Spain in Relation to Midge Capture Using UV Light and Carbon Dioxide-Baited Traps. *Journal of Medical Entomology*, 46 (3): 615-624.
- GIL COLLADO, J. & SAHUQUILLO HERRÁIZ, C. (1983). Aportaciones al catálogo de *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) de España peninsular. *Revista Ibérica de Parasitología*, 43: 109-110.
- GLUKHOVA, V.M. (1979). Larvae of the sub-family Palpomyiinae and Ceratopogoninae of the fauna of the Soviet Union (Diptera, Ceratopogonidae = Heleidae). Soviet Academy of Sciences; Studies on the Fauna of the Soviet Union. Publications of the Zoological Institute, Soviet Academy of Sciences, no. 121: 230 pp. (en Ruso).
- GLUKHOVA, V.M. (2005). *Culicoides* (Diptera, Ceratopogonidae) of Russia and adjacent lands. *An Internacional Journal of Dipterological Research*, 16: 3-75.
- GOFFREDO, M., CONTE, A., & MEISWINKEL, R. (2004). Distribution and abundant of *Culicoides imicola*, *obsoletus* complex and *pulicaris* complex (Diptera: Ceratopogonidae) in Italy. *Veterinaria Italiana*, 40: 270-273.
- GOLDARAZENA, A., ROMÓN, P., ADURIZ, G., BALENGHIEN, T., BALDET, T. & DELÉCOLLE, J.C. (2008). First record of *Culicoides imicola*, the main vector of bluetongue virus in Europa, in the Basque Country (northern Spain). *Veterinary Record*, 162: 820-821.
- GOLDARAZENA, A. & ROMÓN P. (2008). Informe de la Lengua Azul. Neiker-Tecnalia. Departamento de Agricultura y Pesca del Gobierno vasco.
- GUIS, H., TRAN, A., MAUNY, F., BALDET, T., BARRAGUE, B., GERBIER, G., VIEL, J.F., ROGER, F. & DE LA ROQUE, S. (2007). A multiple fine-scale satellite-derived landscape approach: example of bluetongue modeling in Corsica. *Veterinary Italy*, 43: 699-707.
- HABTEWOLD, T., PRIOR, A., S. J. & GIBSON, G. (2004). Could insecticide-treated cattle reduce Afrotropical malaria transmission? Effects of deltamethrin-treated Zebu on *Anopheles arabiensis* behaviour and survival in Ethiopia. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 408-417.
- HANSEN, S.R., STEMME, K.A., VILLAR, D., BUCK, & W.B. (1994). Pyrethrins and pyrethroids in dogs and cats. *Compendium of Continuing Education for the Practicing Veterinarian*, 16: 707-712.
- HILL, M.A. (1947). The life-cycle and habits of *Culicoides impunctatus* Goethebuer and *Culicoides obsoletus* Meigen, together with some observations on the life cycle of *Culicoides odibilis* Austen, *Culicoides pallidicornis* Kieffer, *Culicoides cubitalis* Edwards and *Culicoides chiopterus* Meigen. *Annual of Tropical Medical Parasitology*, 41: 55-115.
- HJORTH-ANDERSEN, C-T. coord. (2002). Catálogo de los Diptera de España, Portugal y Andorra (Insecta). Monografías de la Sociedad Entomológica Aragonesa, Zaragoza 8, 323 pp.
- HOFMANN, M. & THUER, B. (2009). Toggenburg Orbivirus, a new bluetongue virus: Initial detection, first observations in field and experimental infection of goats and sheep. *Veterinary Microbiology*, 138 (1-2): 11-9.
- HUTCHEON, D (1881). Fever of epizootic catarrh. *Representative Colleague of Veterinary Surgery*, 1880: 12-15.
- INSTITUTE FOR ANIMAL HEALTH (2010). A guide to the British *Culicoides*. John Boorman. Pirbright, UK. Disponible: <http://iah.bbsrc.ac.uk/bluetongue/culicoides>. Acceso en Noviembre, 2010.
- JOBLING, B. (1953). On the blood-sucking midge *Culicoides vexans* Staeger, including the description of its eggs and the first-stage larva. *Parasitology*, 43: 148-159.
- KIEFFER, J.J. (1923). Ceratopogonines recueillis au Sahara Constantins. *Archives de l'Institut Pasteur Algérie*, 1: 654-683.
- KETTLE, D. S. & LAWSON, J.W.H. (1952). The early stages of British midges *Culicoides* Latreille (Diptera: Ceratopogonidae) and allied genera. *Bulletin of Entomological Research*, 43: 421-467.

- KETTLE., D.S (1962). The Bionomics and Control of *Culicoides* and *Leptoconops*. (Diptera, Ceratopogonidae=Heleidae). Department of Zoology, University of Edinburgh, Edinburgh, Scotland.
- KETTLE, D.S (Ed.), (1993). *Medical and Veterinary Entomology*. 2nd ed. CAB Internacional, Cambridge, UK.
- KITAOKA, S., & MORII, T. (1963). Observation on the breeding habitats of some biting midges and seasonal population dynamics in the life cycle of *C. arakawae* in Tokyo and its vicinity. *Natural Institute of Animal Health*, 3: 198-208.
- KLINE, D.L. (2002). Evaluation of various models of propane-powered mosquito traps. *Journal of Vector Ecology*, 27: 1-7.
- KREMER, M. (1965). Contribution à l'étude du genre *Culicoides* Latrielle particulièrement en France. Encyclopédie Entomologique, Série A 39. Éditions Paul Lechevalier, Paris.
- LASTRA, R.G., LEGINAGOIKOA, I., PLAZAOLA, J.M., OCABO, B., ADURIZ, G. & JUSTE, R.A. Findings suggest airborne spread of Bluetongue virus in Northern Spain 2007 outbreak. (En proceso de publicación).
- LINLEY, J.R. & DAVIS, J.B. (1971). Sandflies and tourism in Florida and the Bahamas and Caribbean area. *Journal of Economic Entomology*, 64: 264-278.
- LINLEY, J.R. & CARLSON, D.A. (1983). The effect of age, freezing and wing removal on the sexual response elicited by female *Culicoides melleus* (Diptera: Ceratopogonidae). *Journal of Medical Entomology*, 20: 81-86.
- LÖFFLER, F. & FROSCHE, G. (1897). Citado en: Wiesner E, Ribbeck R (eds) (1978). Wörterbuch der Veterinärmedizin. G Fischer, Jena.
- LOGAN, J.G. & Birkett, M.A. (2007). Semiochemicals for biting fly control: their identification and exploitation. *Pest Management Science*, 63: 647-657.
- LOGAN, J.G., BIRKETT, M.A., CLARK, S.J., POWERS, S., SEAL, N.J., WADHAMS, L.J., MORDUE (Lunch) A.J. & PICKETT, J.A. (2008). Identification of Human-Derived Volatile Chemicals that Interfere with Attraction of *Aedes aegypti* Mosquitoes. *Journal of Chemical Entomology*, 46: 208-219.
- LOGAN, J.G., COOK J.I., STANCZYK, N.M., WEEKS, E.N.I., WELHAM, S., MORDUE (LUNTZ) A.J. (2010). To bite or not to bite! A questionnaire-based survey assessing why some people are bitten more than others by midges. *BMC-Public Health*. In Press.
- LUCIENTES, J., CALVETE, C., ESTRADA, R., MIRANDA, M.A., DEL RIO, R. & BORRÁS, D. (2008). Los vectores de la Lengua Azul: conocimientos básicos de su bioecología. El Programa Nacional de Vigilancia Entomológica de la Lengua Azul en España. *Sociedad española de Ovidotecnía y Caprinotecnía*, 40-51.
- LUHRING, K.A. & MULLENS, B. A. (1997). Improved rearing methods for *Heliodermis magnapulata* (Nematoda: Mermithidae), a larval parasite of *Culicoides variipennis sonorensis* (Diptera: Ceratopogonidae). *Journal of Medical Entomology*, 34: 704-709.
- MANDS, V., KLINE, D.L. & BLACKWELL, A. (2004). *Culicoides* midge trap enhancement with animal odour baits in Scotland. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 336-342.
- MATHIEU, B. (2005). *Etude de Culicoides groupe Obsoletus (Diptera: Ceratopogonidae), vecteur potentiel de la fièvre catarrhale ovine: caractérisation moléculaire d'espèces et approche écologique originale*. DEA. Université Montpellier II. France. 31 pp.
- McKEEVER, S., BRICKLE, D. & HAGAN, D. V. (1997). Mouthparts, antennae and genitalia of intersex *Culicoides stellifer* parasitized by mermithid nematodes. *Medical and Veterinary Entomology*, 11: 217-222.

- MEHLHORN, H., WALLDORF, V., KLIMPEL, S., JAHN, B., JAEGER, F., ESCHWEILER, J., HOFFMANN, B. & BEER, M. (2007). First occurrence of *Culicoides* obsoletus-transmitted Bluetongue virus epidemic in Central Europe. *Parasitology Research*, 101 (1): 219-28.
- MEHLHORN, H., WALLDORF, V., KLIMPEL, S., SCHMAHL, G. *Et al.* (2009). *Culicoides* monitoring in NRW (2007 to 2008). *Parasitology Research*, 105: 321-329.
- MEILHAN, J. (1927). *Contribution á l'étude des Culicoides de la région bordelaise*. Thesis. Bordeaux. France.
- MEISWINKEL, R., BAYLIS, M & LABUSCHAGNE, K. (2000). Stabling and protection of horses from *Culicoides* bolitinos (Diptera: Ceratopogonidae), a recently identified vector of African horse sickness. *Bulletin of Entomological Research*, 90: 509-515.
- MEISWINKEL, R., GOMULSKI, L. M., DELÉCOLLE, J.C., GOFFREDO, M. & GASPERI, G. (2004). The taxonomy of *Culicoides* vector complexes-unfinished business. *Veterinaria Italiana* 40: 151-159.
- MEISWINKEL, R., VAN RIJIN, P. LEIJS, P. & GOFFREDO, M. (2007). Potencial new *Culicoides* vector of bluetongue virus in northern Europe. *The Veterinary Record*, 161: 564-565.
- MEISWINKEL, R., BALDET, T., DE DEKEN, R., TAKKEN, W., DELECOLLE, J-C. & MELLOR, P. S. (2008). The 2006 outbreak of bluetongue in northern Europe - The entomological perspective. *Preventive Veterinary Medical*, 87 (1-2): 55-63.
- MELLOR, P. S. (1972). Studies on *Onchocerca cervicalis* (Railliet & Henry) and its development in *Culicoides* (Latrielle). Thesis. University of London. London. UK.
- MELLOR, P.S. & McCAIG (1974). The probable cause of «sweet itch» in England. *The Veterinary Record*, 95: 411-515.
- MELLOR, P.S. & PITZOLIS, G. (1979). Observations on breeding sites and light trap collections of *Culicoides* during an outbreak of bluetongue in Cyprus. *Bulletin of Entomological Research*, 69: 229-234.
- MELLOR, P.S., BOORMAN, J.P.T., WILKINSON, P.J. & MARTINEZ-GOMEZ, F. (1983). Potential vectors of bluetongue and African horse sickness viruses in Spain. *Veterinary Record*, 112: 229-230.
- MELLOR, P., JENNINGS, S., WILKINSON, P. J. & BOORMAN, J. P. T. (1985). *Culicoides imicola*: a bluetongue vector in Spain and Portugal. *Veterinary Record*, 116: 589-590.
- MELLOR, P.S., BONED, J., HAMBLIN, C. & GRAHAM, S. (1990). Isolation of African horse sickness virus from vector insects made during the 1988 epizootic in Spain. *Epidemiology and Infection*, 105: 447-454.
- MINISTERIO DE MEDIO AMBIENTE MEDIO RURAL Y MARINO (2008). Manual práctico de operaciones en la lucha contra la Lengua Azul (LA). Revisión en Octubre 2008. Disponible online en <http://rasve.mapa.es/Publica/InformacionGeneral/Enfermedades/enfermedades.asp>. Último acceso en Diciembre, 2010.
- MIRANDA, M.A., BORRÁS, D., RINCÓN, C. & ALEMANY, A. (2003). Presence in the Balearic Islands (Spain) of the midges *Culicoides imicola* and *Culicoides obsoletus* group. *Medical and Veterinary Entomology*: 17, 52-54.
- MIRANDA, M.A., RINCÓN, C. & BORRÁS, D. (2004). Seasonal abundance of *Culicoides imicola* and *C.obsoletus* in the Balearic Islands. *Veterinaria Italiana*, 40: 292-295.
- MORDUE (LUNTZ) A.J. (2003). Arthropod semiochemicals: mosquitos midges and sealice. *Biochemical Society Transactions*, 31: 128-133.
- MORDUE (LUNTZ) A.J. & MORDUE W. (2003). Biting midge chemical ecology. *Biologist*, 50: 159-162.
- MULHERN, T.D. (1942). New Jersey mechanical trap for mosquito surveys. *Nature Journal of Agricultural Exportation*. Station-Circular, 421: 1-8.

- MULLENS, B.A. & SCHMIDTMANN, E.T. (1983). The gonotrophic cycle of *Culicoides variipennis* (Diptera: Ceratopogonidae) and its implications in age-grading field populations in New York State, USA. *Journal of Medical Entomology*, 19: 340-349.
- MULLEN, G.R. & DURDEN, L.A. (2009). *Medical and Veterinary Entomology*. Second Edition. British library. U.K. 604 pp.
- MULLER, M.J. & MURRAY, M.D. (1977). Blood-sucking flies feeding upon sheep in eastern Australia. *Australian Journal Zoology*, 25: 75-85.
- NEVILL, E.M. (1978). The use of cattle to protect sheep from bluetongue infection. *Journal of South Africa. Veterinary of Medical Association*, 49: 129-130.
- NINIO, C., AUGOT, D., DELECOLLE, J.C., DUFOUR., B. & DEPAQUIT, J. (2010). Contribution to the knowledge of *Culicoides* (Diptera: Ceratopogonidae) host preferences in France. *Parasitology Research*, 1-7.
- NOLAN, D.V., CARPENTER, S., BARBER, J., MELLOR, P.S., DALLAS, J.F., MORDUE LUNTZ, A.J., PIERTNEY, S.B. (2007). Rapid diagnostic PCR assays for members of the *Culicoides obsoletus* and *Culicoides pulicaris* species complexes, implicated vectors of bluetongue virus in Europe. *Veterinary Microbiology*, 124: 82-94.
- ORGANIZACIÓN MUNDIAL DE SANIDAD ANIMAL (OIE). (2010). Enfermedades animales. Lengua Azul. Ficha técnica. Disponible en: <http://www.oie.int/>. Última actualización 12-Junio del 2010. Último acceso en Diciembre, 2010.
- ORTEGA, M.D. (1993). Distribution and frequency of the *Culicoides* spp. (Diptera: Ceratopogonidae) in Andalucía, Spain. *Livestock Insect Worker's Conference*. Laramie, Wy, USA. 3 pp.
- ORTEGA, M.D., MELLOR, P. S., RAWLINGS, O. & PRO, M.J. (1999). The seasonal and geographical distribution of *Culicoides imicola*, *C. pulicaris* group and *C. obsoletus* group biting midges in central and southern Spain. *Archives of Virology*, 14: 85-91.
- PAGÉS, N. & SARTO I MONTEYS, V. (2005). Differentiation of *Culicoides obsoletus* and *Culicoides scoticus* (Diptera: Ceratopogonidae) based on mitochondrial cytochrome oxidase subunit I. *Journal of Medical Entomology*, 42: 1026-1034.
- PARKER, A.L. (1949). Observations on the seasonal and daily incidence of certain biting midges (*Culicoides* Latrielle-Diptera; Ceratopogonidae) in Scotland. *Transactions of the Royal Entomology Society of London*, 100: 179-90.
- PARKER, A.L. (1950). Studies on the eggs of certain biting midges (*Culicoides* Latrielle) occurring in Scotland. *Proceedings of Royal Entomology Society of London*, 25: 43-52.
- PATAKAKIS, M.J. (2004). *Culicoides imicola* in Greece. *Veterinaria Italiana*, 40: 232-234.
- POINAR, G. JR. & SARTO I MONTEYS, V. (2008). Mermithids (Nematoda: Mermithidae) of biting midges (Diptera: Ceratopogonidae): *Heleidomermis cataloniensis* n.sp. from *Culicoides circumscriptus* Kieffer in Spain and a species of *cretacimermis* Poinar, 2001 from a ceratopogonid in Burmese amber. *Systematic Parasitology*, 69: 13-21.
- POLYDOROU, K. (1978). The 1977 outbreak of bluetongue in Cyprus, *Tropical Animal Health and Production*, 10: 229-232.
- PORTER, J.F. (1959). Some effects os screens in retarding entry of the common salt marsh sandfly *Culicoides furens* (Poey) (Diptera: Heleidae). *Mosquito News*, 19: 159-163.
- PURSE, B.V., NEDELICHEV, N., GEORGIEV, G., VELEVA, E., BOORMAN, J., DENISON, E., VERONESI, E., CARPENTER, S., BAYLIS, M. & MELLOR, P.S. (2006) Spatial and temporal distribution of blue-tongue and its *Culicoides* vectors in Bulgaria. *Medical and Veterinary Entomology*, 20: 335-344.
- PURSE B.V., MELLOR, P.S., BAYLIS, M.M., CORMICK B.J.J. & ROGERS D.J. (2007.) Incriminating blue-tongue virus vectors with climate envelope models. *Journal Application Ecology*, 44: 1231-1242.

- QUINN, P.J., BAKER, K.P. & MORROV, A.N. (1983). Sweet itch: responses of clinically normal and affected horses to intradermal challenge with extracts of biting insects. *Equine Veterinary Journal*, 15 (3): 266-272.
- RAWLINGS, P. (1997). A key, based on wing patterns of biting midges (genus *Culicoides* Latrille-Diptera: Ceratopogonidae) in the Iberian Peninsula, for use in epidemiological studies. *Graellsia*, 52: 57-71.
- RAWLINGS, P., SNOW, W.F., BOORMAN, J., DENISON, E., HAMBLIN, C. & MELLOR, P.S. (1998). *Culicoides* in relation to transmission of African horse sickness virus in the Gambia. *Medical and Veterinary Entomology*, 12: 155-159.
- RIEB, J.P. (1982). *Contribution à la connaissance de l'écologie et de la biologie des Ceratopogonides (Dipteres, Nematoceres)*. Thesis. Université Louis Pasteur de Strasbourg. France.
- RONDEROS, M.M., FLORENTINA, D. & DAVID, F. (2004). Clave gráfica de adultos de los géneros hematófagos de Ceratopogonidae (Diptera: Nematocera) presentes en la región neotropical. *Entomological vector*, 3: 505-519.
- ROMÓN, P., HIGUERA, M., DELÉCOLLE, J.-C., BALDET, T., ADURIZ, G. & GOLDARAZENA, A. Phenology and Kairomonal attraction disruption of *Culicoides* species vectors of bluetongue virus in Basque Country (Northern Spain). En proceso de publicación.
- RUSSELL, R.C. PANTER, C. & WHELAN, P.I. (1983). Laboratory studies on the pathogenicity of the mosquito fungus *Culicomyces* to various species in their natural waters. *General and Applied Entomology*, 15: 53-63.
- SAEGERMAN C, BERKENS D, MELLOR PS (2008). Bluetongue epidemiology in the European Union. *Emerging Infectious Diseases*, 14: 539-544.
- SÁNCHEZ-COVISA, A., RODRÍGUEZ-RODRÍGUEZ, J. A. & PASCUAL SÁNCHEZ-GIJÓN, E. (1979). Notas sobre Heleidae (Ceratopogonidae) arborícolas de los alrededores de Madrid (Diptera, Nematocera). *Revista Ibérica de Parasitología*, 39: 515-527.
- SÁNCHEZ-MATAMOROS, A.S., MARTÍNEZ, M. & SÁNCHEZ-VISCAÍNO, J.M. (2009). Impacto de la vacunación en el control de la lengua azul. *RCCV*, 3(2). ISSN: 1988-2688.
- SÁNCHEZ MURILLO, J.M. (2009). Bioecología de los *Culicoides*. El programa nacional de vigilancia entomológica de la lengua azul en España. Principales especies identificadas en Extremadura. Academia de Ciencias Veterinarias de Extremadura. Disponible online en: <http://www.scribd.com/doc/16754864/BIOLOGIA-DE>. Último acceso el 15 de octubre, 2010.
- SARTO I MONTEYS, V., HUNT, D.J. & SAIZ-ARDANAZ, M. (2003). Intersex in *Culicoides circumscriptus* caused by a parasitic nematode of the genus *Heliodermis* from Spain. *Research and Reviews in Parasitology*, 63: 36-42.
- SARTO I MONTEYS, V. & SAIZ-ARDANAZ, M. (2003). *Culicoides* midges in Catalonia (Spain) with special reference to likely bluetongue virus vectors. *Medical and Veterinary Entomology*, 17: 288-293.
- SARTO I MONTEYS, V., DELÉCOLLE, J.C., MORENO-VIDAL, J.O. & PINNA, M. (2009). New records of biting midges of the genus *Culicoides* Latrille (Diptera: Ceratopogonidae) for Spain and Catalonia Autonomous Community (NE Spain), with notes on their biology and veterinary importance. *Proceeding of Entomology Society of Washington*, 111 (83): 714-733.
- SAVINI, G., GOFFREDO, M., MONACO, F., DI GENNARO, A., CAFIERO, M. A., BALDI, L., DE SANTIS, P., MEISWINKEL, R. & CAPORALE, V. (2005). Bluetongue virus isolations from midges belonging to the *Obsoletus* complex (*Culicoides*, Diptera: Ceratopogonidae) in Italy. *Veterinary Record*, 157: 133-143.
- SELLERS R. F. (1978). Possible windborne spread of bluetongue to Portugal. June-July 1956. *Journal of Hygiene, Cambridge*, 81 (2): 189-196.

- SEVICE, M.W. (1970). A battery-operated light-trap for sampling mosquito populations. *Bulletin of the World Health Organization*, 43: 635-641.
- SMITH, W.W. & PERRY, V.G. (1967). Intersex in *Culicoides* spp. Caused by mermithid parasitism in Florida. *Journal of Economical Entomology*, 60: 1025-1027.
- SMITH, H., MULLENS, B.A., (2003). Seasonal activity, size, and parity of *Culicoides occidentalis* (Diptera: Ceratopogonidae) in a coastal southern California salt marsh. *Journal of Medical Entomology*, 40: 352-355.
- STANDFAST, H.A. (1965). A miniature light traps which automatically segregates the catch into hourly samples. *Mosquito News*, 25: 48-53.
- SUDIA, W.D. & CHAMBERLAIN, R.W. (1962). Battery-operated light trap, an improved model. *Mosquito News*, 22: 126-129.
- SZADZIEWSKI, R. (1984). On synonymy and morphology of some *Culicoides* species (Diptera, Ceratopogonidae). *Polskie Pismo Entomologiczne*, 53: 559-566.
- SZADZIEWSKI, R. & BORKENT, A. (2004). Fauna Europaea: Ceratopogonidae. In de Jong, H. (eds.). Fauna Europaea: Diptera: Nematocera. Fauna Europaea version 1.2. Actualizado 3 de Junio de 2010. Disponible: <http://www.fauaenr.org/>. Acceso en Noviembre, 2010.
- TAKKEN., W. & KNOLS, B.G.J. (2010). Olfaction in vector-host interactions. *Ecology and Control of Vector-Borne Diseases*, 2 (10): 217-246.
- THOMAS G. PRIJS H.J. & TRAPMAN J.J. (1987). Factors contributing to differential risk between heifers in contracting summer mastitis: In: Thomas g, Overvecht U and Nansen p. summer Mastitis. Martinus Nijhof, Dordrecht, the Netehrenads, 30-35 pp.
- TRIGG, J.K. (1996). Evaluation of eucalyptus-based repellent against *Culicoides impunctatus* (Diptera: Ceratopogonidae) in Scotland. *Journal of the American Mosquito Control Association*, 12: 329-330.
- TRUKHAN, M.N. & MARKEVICH, A.P. (1975). The effect of drainage improvement on the fauna and abundance of blood-sucking Ceratopogonidae. Problems of parasitology. *Proceedings of the VIIIth Scientific Conference of Parasitologists of the Ukrainian SSR. Volume 2: Problemy Parazitologii. Materialy VIII Nauchnoi Konferentsii Parazitologov USSR*, 2: 218-219.
- UNKLES, S.E., MARRIOTT, J.R., KINGHORN, C., PANTER. & BLACKWELL. A. (2004). Efficacy of the Entomopathogenic Fungus, *Cladomyces clavosporus* against Larvae of the Biting Midge, *Culicoides nubeculosus* (Diptera: Ceratopogonidae). *Biocontrol Science and Technology*, 4: 397-401.
- USLU, U. (2003). *Determination of breeding sites of Culicoides species (Diptera: Ceratopogonidae) in Konya province (Turkey)*. Thesis. University of Health Science Institute. Konya. Turkey.
- USLU, U. & DIK, B. (2006). Vertical distribution of *Culicoides* larvae and pupae. *Medical and Veterinary Entomology*, 20: 350-352.
- USLU, U. & DIK, B. (2010). Chemical characteristics of breeding sites of *Culicoides* species (Diptera: Ceratopogonidae). *Veterinary Parasitology*, 169: 178-184.
- VENTER, G. J. & HERMANIDES, K. G. (2006). Comparison of black and white light for collecting *Culicoides imicola* and other livestock-associated *Culicoides* species in South Africa. *Veterinary Parasitology*, 142: 383-385.
- VENTER, G.J., LABUSCHAGNE, K., HERMANIDES K.G., BOIKANYO S., N.B., MAJATLADI, D.M. & MOREY, L. (2009). Comparison of the efficiency of five suction light traps under field conditions in South Africa for the collection of *Culicoides* species. *Veterinary Parasitology*, 166: 299-307.
- VOTÝPKA, J., SYNEK, P. & VOBODOVA, M. (2009) Endophagy of biting midges attacking cavity-nesting birds. *Medical and Veterinary Entomology*, 23: 277-280.

- VERENESI, E., VENTER G.J., LABUSCHAGNE, K., MELLOR, P.S. & CARPENTER, S. (2009). Life-history parameters of *Culicoides (Avaritia) imicola* Kieffer in the laboratory at different rearing temperatures. *Veterinary Parasitology*, 163 (4): 370-373.
- WIGGLESWORT, V.B. (1950). *Insect Physiology*. John Wiley and Sons, Inc, New York., 134 pp.
- WRIGHT., P.J. & EASTON, C.S. (1996). Natural incidence of *Lagenium giganteum* Couch (Oomycetos: Lagenidiales) infecting the biting midge *Culicoides molestus* (Skuse) (Diptera: Ceratopogonidae). *Australian Journal of Entomology*, 35: 131-134.
- YERUHAM, I. BRAVERMAN, Y. & ORGAD, U. (1993). Field observations in Israel of the hypersensitivity in cattle, sheep and donkeys caused by *Culicoides*. *Australian Veterinary Journal*, 70: 348-352.
- ZIMMER, J-Y., E. HAUBRUGE, F. FRANCIS, J. BORTELS, G. SIMONON, B. LOSSON, B. MIGNON, J. PATERNOSTRE, R. DE DEKEN, G. DE DEKEN, I. DEBLAUWE, C. FASSOTTE, R. CORS, AND T.DEFRANCE. (2008). Breeding sites of bluetongue vectors in northern Europe. *The Veterinary Record*, 162: 131.
- ZIMMER, J-Y., SAEGERMAN, C., LOSSON, B. & HAUBRUGE, E. (2010). Breeding sites of Bluetongue Virus Vectors, Belgium. *Emergencing Infectious Diseases*, 16: 3.

En el presente volumen se recoge una revisión de las especies del género *Culicoides* (*Diptera*, *Ceratopogonidae*) presentes en el País Vasco. La obra comienza con una extensa introducción a la biología, importancia económica, métodos de estudio y estrategias de control de estos dípteros y continúa con los capítulos de identificación y taxonomía del grupo. El capítulo taxonómico estudia más de 47 especies y para cada especie se suministra una ficha con su descripción morfológica, distribución geográfica, así como la biología conocida haciendo especial mención a su relevancia como vectores potenciales del virus de la lengua azul. Todos los niveles taxonómicos están provistos de unas sencillas claves dicotómicas para separar los táxones descritos. La obra se completa con 550 fotografías de los detalles morfológicos que posibilitan la identificación de cada especie. El libro finaliza con una extensa bibliografía y con un apéndice de términos científicos explicados que han sido citados a lo largo del texto.

Esta obra sin duda constituye una herramienta importante para todos aquellos que están interesados en el estudio de estos insectos, tanto desde el punto de vista aplicado (técnicos ganaderos, veterinarios, entomólogos aplicados) como desde el punto de vista del estudio de la biodiversidad. De todo este conocimiento deben extraerse las bases para controlar o al menos mejorar la sanidad de nuestra cabaña y para conocer la biodiversidad entomológica del País Vasco, una herramienta de gran valor para enfrentarnos a los problemas que nos llegan cíclicamente debido al movimiento global de seres vivos y a la amenaza que el cambio climático supone para la distribución de las especies.

neiker
tecnalia

Eusko Jaurlaritzaren Argitalpen Zerbitzu Nagusia

Servicio Central de Publicaciones del Gobierno Vasco



9 788445 731741