

DEPARTAMENT DE PARASITOLOGIA

Facultat de Farmàcia

Alberto Bernués Bañeres

Dirigida por el Prof. Ricardo Jiménez Peydró

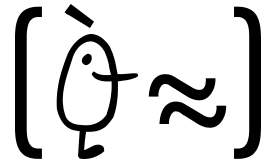
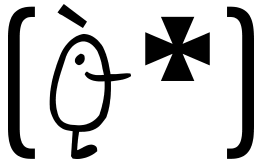


TESIS DOCTORAL

Programa de Doctorado en Parasitología Humana y Animal

**Mosquitos (Diptera: Culicidae) de los Parques Naturales
de la Comunidad Valenciana**

Valencia, 2013



D. **Ricardo Jiménez Peydró**, Catedrático de Universidad del Departamento de Zoología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universitat de València (Estudi General),

INFORMA QUE

D. **Alberto Bernués Bañeres**, licenciado en Ciencias Biológicas por la Universitat de València (Estudi General), ha realizado bajo su dirección el presente trabajo titulado: “*Mosquitos (Diptera: Culicidae) de los Parques Naturales de la Comunidad Valenciana*”, y que, hallándose concluido, autoriza su presentación a fin de que pueda ser juzgado por el tribunal correspondiente y optar así a la obtención del título de Doctor por la Universitat de València (Estudi General) dentro del **Programa de Doctorado en Parasitología Humana y Animal**.

Y para que así conste, en cumplimiento de la ley vigente, firmo la presente en:

Valencia, 9 de septiembre de 2013

Prof. Ricardo Jiménez Peydró

*“Nunca consideres el estudio como una obligación,
sino como una oportunidad para profundizar
en el bello y maravilloso mundo del saber”*

- Albert Einstein -

A los que más quiero

Índice general

AGRADECIMIENTOS	I
RESUMEN	III
ABSTRACT	V
PUBLICACIONES & COMUNICACIONES	VII
1. CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Aspectos generales de la familia Culicidae	3
1.2. Sistemática de la familia Culicidae	4
1.2.1. Taxonomía histórica y clasificación	5
1.2.2. Controversia en la clasificación actual	6
1.3. Consideraciones históricas de los mosquitos en España	8
1.3.1. Cronología de los estudios sobre mosquitos en España	16
• Género <i>Anopheles</i> Meigen, 1818	16
• Género <i>Aedes</i> Meigen, 1818	23
• Género <i>Ochlerotatus</i> Lynch Arribalzaga, 1891	25
• Género <i>Culex</i> Linnaeus, 1758	32
• Género <i>Culiseta</i> Felt, 1904	37
• Género <i>Coquillettidia</i> Dyar, 1905	40
• Género <i>Orthopodomyia</i> Theobald, 1904	41
• Género <i>Uranotaenia</i> Dyar, 1905	41
1.3.2. Cronología de los estudios en la Comunidad Valenciana	42
1.4. Descripción general de la biología y ecología de los mosquitos	47
1.4.1. Descripción del huevo	47
1.4.2. Descripción de la larva	50
1.4.3. Descripción de la pupa	55
1.4.4. Descripción del imago	56
2. CAPÍTULO 2. OBJETIVOS DE LA TESIS DOCTORAL	61
2.1. Estructura y justificación de la tesis doctoral	62
3. CAPÍTULO 3. MATERIAL Y MÉTODOS	65
3.1. Descripción del área de estudio: características generales	66
3.1.1. Geomorfología	66
3.1.2. Biogeografía y bioclimatología	67
3.1.3. Hidrografía y limnología	69
3.2. Los parques naturales de la Comunidad Valenciana	70
3.2.1. Procedencia del material estudiado	71

Índice general

3.2.2. Agrupaciones de los parques naturales	78
3.2.2.1. Sierras de interior (SINT)	78
3.2.2.1.1. Parque Natural de la Tinença de Benifassà	78
3.2.2.1.2. Parque Natural del Macizo del Peñagolosa	82
3.2.2.1.3. Parque Natural de la Sierra de Espadán	85
3.2.2.1.4. Parque Natural de la Puebla de San Miguel	89
3.2.2.1.5. Parque Natural de la Sierra Calderona	92
3.2.2.1.6. Parque Natural de las Hoces del Cabriel	95
3.2.2.1.7. Parque Natural de la Sierra de Mariola	98
3.2.2.1.8. Parque Natural del Carrascal de la Font Roja	102
3.2.2.2. Sierras litorales (SLIT)	105
3.2.2.2.1. Parque Natural de la Sierra de Irta	105
3.2.2.2.2. Parque Natural del Desert de les Palmes	108
3.2.2.3. Marjales y Humedales (MHUM)	111
3.2.2.3.1. Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca	111
3.2.2.3.2. Parque Natural del Hondo de Elche	115
3.2.2.3.3. Parque Natural de las Salinas de Santa Pola	119
3.3. Metodología	121
3.3.1. Estudio de campo y laboratorio	121
• Estudio de campo	121
• Estudio de laboratorio	124
3.3.2. Estudio de la diversidad	125
3.3.2.1. Índices de biodiversidad	125
3.3.2.1.1. Medida de la diversidad <i>alfa</i> (α)	125
3.3.2.1.2. Ordenación de la diversidad	130
3.3.2.2. Medida de la diversidad <i>beta</i> (β)	131
3.3.2.3. Medida de la diversidad <i>gamma</i> (γ)	133
3.4. Descripción de los caracteres morfológicos y quetotáxicos	134
3.4.1. Morfología externa larvaria	134
• Morfología general	134
• Cabeza	137
• Tórax	138
• Abdomen	139
3.5. Análisis del material y herramientas utilizadas	142
4. CAPÍTULO 4. RESULTADOS	143
4.1. Catálogo faunístico	144
4.1.1. Subfamilia Anophelinae	145
4.1.1.1. Género <i>Anopheles</i> Meigen, 1818	145
• <i>Anopheles atroparvus</i> Van Thiel, 1927	145
• <i>Anopheles claviger</i> (Meigen, 1804)	147

Índice general

• <i>Anopheles maculipennis</i> s.s. Meigen, 1818	149
• <i>Anopheles marteri</i> Senevet & Prunelle, 1927	151
• <i>Anopheles petragani</i> Del Vecchio, 1939	153
4.1.2. Subfamilia Culicinae	155
4.1.2.1. Género <i>Aedes</i> Meigen, 1818	155
• <i>Aedes vexans</i> (Meigen, 1830)	155
• <i>Aedes vittatus</i> (Bigot, 1861)	158
4.1.2.2. Género <i>Ochlerotatus</i> Lynch Arribalzaga, 1891	161
• <i>Ochlerotatus echinus</i> (Edwards, 1920)	161
• <i>Ochlerotatus geniculatus</i> (Olivier, 1791)	163
• <i>Ochlerotatus gilcolladoi</i> (Sánchez Covisa, Rodríguez & Guillén, 1985)	165
• <i>Ochlerotatus berlandi</i> (Séguy, 1921)	167
• <i>Ochlerotatus caspius</i> (Pallas, 1771)	169
• <i>Ochlerotatus detritus</i> (Haliday, 1833)	172
• <i>Ochlerotatus pulcritarsis</i> (Rondani, 1872)	175
4.1.2.3. Género <i>Culex</i> Linnaeus, 1758	177
• <i>Culex modestus</i> Ficalbi, 1889	177
• <i>Culex laticinctus</i> Edwards, 1913	179
• <i>Culex mimeticus</i> Noé, 1899	181
• <i>Culex pipiens</i> Linnaeus, 1758	183
• <i>Culex theileri</i> Theobald, 1903	186
• <i>Culex hortensis hortensis</i> Ficalbi, 1889	189
• <i>Culex impudicus</i> Ficalbi, 1890	191
• <i>Culex territans</i> Walker, 1856	193
4.1.2.4. Género <i>Culiseta</i> Felt, 1904	195
• <i>Culiseta longiareolata</i> (Macquart, 1838)	195
• <i>Culiseta annulata</i> (Schränk, 1776)	197
• <i>Culiseta subochrea</i> (Edwards, 1921)	200
4.1.2.5. Género <i>Uranotaenia</i> Dyar, 1905	202
• <i>Uranotaenia unguiculata</i> Edwards, 1913	202
4.2. Análisis ecológico	204
4.2.1. Asociaciones larvarias observadas	204
4.2.2. Análisis de las variables cuantitativas	207
4.2.3. Análisis de las variables cualitativas: biotopos larvarios	216
4.2.4. Análisis de la abundancia larvaria (promedio larvas/muestra)	219
4.3. Análisis de la diversidad alfa (α)	221
4.3.1. Diversidad <i>alfa</i> (α): categorías de los parques naturales	221
4.3.1.1. Abundancias relativas	223
4.3.1.1.1. Análisis factorial: análisis de componentes principales	225
4.3.1.2. Modelos paramétricos	227
• Serie geométrica	227

Índice general

• Serie logarítmica	228
• Serie log-normal	229
• Modelo de vara quebrada	230
• Estructura comparada de las comunidades	231
4.3.1.3. Índices de diversidad	233
4.3.1.4. Ordenación de la diversidad	234
4.3.2. Diversidad <i>alfa</i> (α): parques naturales	236
4.3.2.1. Abundancias relativas	237
4.3.2.1.1. Parque natural del Carrascal de la Font Roja	238
4.3.2.1.2. Parque natural de las Hoces del Cabriel	238
4.3.2.1.3. Parque natural del Macizo del Peñagolosa	239
4.3.2.1.4. Parque natural de la Puebla de San Miguel	240
4.3.2.1.5. Parque natural de la Sierra Calderona	240
4.3.2.1.6. Parque natural de la Sierra de Espadán	241
4.3.2.1.7. Parque natural de la Sierra de Mariola	242
4.3.2.1.8. Parque natural de la Tinença de Benifassà	243
4.3.2.1.9. Parque natural del Desert de les Palmes	244
4.3.2.1.10. Parque natural de la Sierra de Irta	244
4.3.2.1.11. Parque natural del Hondo de Elche	245
4.3.2.1.12. Parque natural del Prat de Cabanes-Torreblanca	246
4.3.2.1.13. Parque natural de las Salinas de Santa Pola	247
4.3.2.1.14. Análisis factorial: análisis de componentes principales	247
4.3.2.2. Modelos paramétricos	250
• Serie geométrica	250
• Serie logarítmica	251
• Serie log-normal	253
• Modelo de vara quebrada	255
4.3.2.3. Índices de diversidad	255
4.3.2.4. Ordenación de la diversidad	257
4.3.3. Análisis integral de la diversidad alfa	260
4.3.3.1. Índices de riqueza específica	260
4.3.3.2. Estimadores de la riqueza de especies	261
4.3.3.3. Curvas de rarefacción	262
4.3.3.4. Índices de abundancia proporcional: dominancia	267
4.3.3.5. Índices de abundancia proporcional: equidad	267
4.4. Análisis de la diversidad <i>beta</i> (β)	269
4.4.1. Diversidad <i>beta</i> (β): categorías de los parques naturales	269
4.4.1.1. Índices de similitud - disimilitud	269
4.4.2. Diversidad <i>beta</i> (β): parques naturales	271
4.4.2.1. Índices de similitud - disimilitud	271

Índice general

4.5. Análisis de la diversidad gamma (γ)	275
4.5.1. Diversidad <i>gamma</i> (γ): categorías de los parques naturales	275
4.5.2. Diversidad <i>gamma</i> (γ): parques naturales	277
4.6. Papel vectorial: emergencia/reemergencia de enfermedades	278
4.6.1. Parasitosis	278
• Malaria	278
• Filariasis	281
4.6.2. Arbovirosis	283
• Dengue, Fiebre Amarilla y Chikungunya	285
• West Nile, Sindbis y Usutu	287
• Tahyna, Inkoo y Batai	292
4.6.3. Bacteriosis	294
• Tularemia	294
4.7. Control de mosquitos en parques naturales	295
4.7.1. Técnicas y metodologías de aplicación	296
4.7.2. La legislación en los parques naturales valencianos	298
5. CAPÍTULO 5. DISCUSIÓN GENERAL	301
5.1. Composición taxonómica	302
5.1.1. Contribución al conocimiento del grupo	302
5.1.2. Catálogo faunístico	302
5.1.3. Rareza específica	303
5.2. Diversidad	305
5.2.1. Discusión integral de la diversidad	305
5.2.2. Estado de conservación de los parques naturales	307
5.2.3. Análisis de variables cuantitativas y cualitativas	309
5.3. Posibilidad de emergencia/reemergencia de enfermedades	310
5.3.1. Parasitosis	310
• Malaria	310
• Filariasis	311
5.3.2. Arbovirosis	311
• Dengue, Fiebre Amarilla y Chikungunya	311
• West Nile, Sindbis y Usutu	312
• Tahyna, Inkoo y Batai	313
5.3.3. Bacteriosis	314
• Tularemia	314
5.4. Posibilidades reales sobre control de mosquitos	314
CAPÍTULO 6. CONCLUSIONES	317

Índice general

CAPÍTULO 7. GLOSARIO DE TÉRMINOS	321
CAPÍTULO 8. BIBLIOGRAFÍA GENERAL	329
CAPÍTULO 9. ÍNDICE TAXONÓMICO	379
CAPÍTULO 10. ANEXOS	387

Agradecimientos

En primer lugar, quisiera expresar mi más profundo agradecimiento a mi director de tesis, el **Dr. Ricardo Jiménez Peydró**, Catedrático de Entomología y Control de Plagas de la Facultad de Ciencias Biológicas (Universitat de València). Agradecerle sinceramente la confianza depositada en mí desde el primer momento, y, por supuesto, el gran apoyo y afecto personal brindado a lo largo de mi andadura científica en el laboratorio que dirige.

También deseo expresar mi gratitud hacia otra gran docente como es la **Dra. M^a Teresa Oltra Moscardó**, Profesora Senior del Departamento de Zoología de la UVEG, por su exhaustiva labor de revisión de este manuscrito, sus siempre acertadas sugerencias y por ser de esa clase de personas que facilitan tremendamente la labor de cada uno. Igualmente, debo expresar mi agradecimiento hacia **José Vte. Falcó Garí**, Profesor Titular en la misma facultad que tantas veces ha provocado el inicio de interesantes debates acerca de nuestros temas de investigación, animándome a profundizar en diferentes aspectos que pudieran resultar interesantes.

El desarrollo de una obra como ésta resulta en una tarea ciclópea para una sola persona, por lo que no puedo olvidar en mis agradecimientos a mis compañeros más cercanos en el trabajo diario, tanto a pie de campo como en el laboratorio. Expresar mi profundo agradecimiento hacia el **Dr. Rubén Bueno Marí**, quien me inició en el mundo del estudio de los mosquitos y hoy en día sigue prestándome sus conocimientos acerca del grupo, y a **Alberto Chordá Olmos** por haber compartido innumerables horas de campo y kilómetros de pista juntos. Enormemente agradecido, pues sin su colaboración esta tesis jamás habría visto la luz.

No puedo dejar de mencionar en mis agradecimientos a todo el personal del Laboratorio de Entomología y Control de Plagas, especialmente a **Julia Garzón García**, para mí siempre Oficial del Laboratorio de Entomología, por sus constantes ánimos y apoyo desinteresado. A **Natalia Conejero Ortega**, **Francisco Javier Peris Felipo** y **Ricardo Gil Ortiz**, por haber compartido tantos buenos momentos conmigo a lo largo de esta aventura. Quiero agradecer igualmente el interés mostrado por las últimas incorporaciones al laboratorio, a **Manuel Muñoz** por aportar interesantes puntos de vista, a **Andreu García** por sufrir junto a nosotros los rigores del trabajo con mosquitos y a todos los nuevos colaboradores.

Finalmente, agradecer de corazón a mi familia, mis padres y mis hermanos, su apoyo incondicional desde que comenzase mi andadura en el mundo de la ciencia y la investigación. Gracias por todo su cariño y dedicación, tan necesarios en muchas ocasiones. Especialmente a **Mélanie**, por haber aguantado con amor y comprensión infinita mis locuras incomprensibles, por ser esa persona cercana que más necesitaba en los momentos de desazón y abatimiento, con todo mi amor.

Resumen

La familia Culicidae incluye algunas de las especies de dípteros más relevantes en el ámbito de la Salud Pública, no solo por las molestias que son capaces de causar debido a su tipo de alimentación hematófaga, sino por su capacidad para actuar como vectores de enfermedades de afección humana. Por este motivo, los mosquitos han sido, desde siempre, una de las dianas predilectas en los programas de control establecidos para la regulación de sus poblaciones y, por tanto, como medida profiláctica para evitar la propagación de las enfermedades que son capaces de vehicular. Estas características, los convierten en organismos ligados íntimamente a las sociedades humanas, por lo que el conocimiento profundo de su abundancia, biología, ecología y comportamiento, se define como una de las herramientas básicas para asegurar el futuro de la salud humana.

Los objetivos del estudio fueron, además de describir y comparar las comunidades de mosquitos establecidas en los parques naturales, relacionar la riqueza y composición de culícidos con distintas variables del medio, tanto de tipo cuantitativo como cualitativo. Los muestreos se realizaron mensualmente durante cuatro años consecutivos (2008-2011), efectuando, simultáneamente a la captura de los ejemplares, medidas de pH, temperatura, conductividad, potencial redox, salinidad y solutos en disolución (TDS) en cada punto de muestreo, los cuales fueron debidamente georreferenciados (GMS) para su emplazamiento sobre cartografía digital. Los ejemplares recolectados fueron conservados en alcohol 70% para, posteriormente, ser identificados a nivel de especie según criterios taxonómicos contrastados (Mattingly, 1971; Encinas Grandes 1982; Darsie & Saminadou Voyadjoglou, 1997; Ribeiro & Da Cunha Ramos, (1999); Schaffner *et al.*, 2001), quedando depositados en la colección entomológica de la Universitat de València (Estudi General).

El estudio sistemático fue llevado a cabo en trece parques naturales del levante español (Comunidad Valenciana, España): la *Tinença de Benifassà*, la *Sierra de Irtá*, el *Macizo del Peñagolosa*, el *Marjal del Prat de Cabanes-Torreblanca*, el *Desert de les Palmes*, la *Sierra de Espadán* (todos ellos emplazados en la provincia de Castellón), la *Puebla de San Miguel*, la *Sierra Calderona*, las *Hoces del Cabriel* (todos localizados en la provincia de Valencia), la *Sierra de Mariola*, el *Carrascal de la Font Roja*, las *Salinas de Santa Pola* y el *Hondo de Elche* (todos localizados en la provincia de Alicante); dándose a conocer la distribución y abundancia de las especies de mosquitos halladas en estas áreas naturales valencianas. La similitud ecológica de las especies evidenciadas fue testada mediante el cálculo de los porcentajes de asociación larvaria. De la misma manera, se llevó a cabo un análisis de correlación (índice de correlación de Spearman- r_s) para estudiar la relación entre la abundancia larvaria observada y las variables fisicoquímicas analizadas; así como un análisis de la varianza (ANOVA) para detectar diferencias en las abundancias de larvas/muestra. Mediante el Análisis de Correspondencias (AC) se

exploró la relación entre las variables cualitativas (biotopo larvario) y la abundancia larvaria.

Como descriptivos de cada comunidad (diversidad alfa), se calcularon diferentes índices de riqueza (Margalef- D_{Mg}), diversidad (Menhinick- D_{Mn} , alfa de Williams- S), dominancia (Simpson- λ , Berger-Parker- d) y equidad (Shannon-Wiener- H' , Pielou- J). Para comparar y ordenar la diversidad registrada en cada uno de los parques naturales, se empleó el índice de diversidad de Rényi, generándose los diagramas correspondientes. Para evaluar la tasa de reemplazo (diversidad beta), se utilizó el índice de Whittaker (β_W), mientras que para el análisis de la similitud/disimilitud se emplearon tanto coeficientes cualitativos (Jaccard- I_j , Sorensen- I_s) como cuantitativos (Sorensen- I_{Scuant} , Morisita-Horn- I_{M-H}), así como la complementariedad (C_{AB}). Igualmente, se realizó una estimación de la riqueza teórica por métodos no paramétricos empleando datos de presencia/ausencia (Chao2, Bootstrap). Los datos de abundancia de especies fueron ajustados a los cuatro modelos clásicos (*vara quebrada*, *log-normal*, *serie logarítmica* y *modelo geométrico*), tanto a nivel de agrupaciones como por parque individual.

Como resultado del estudio sistemático, se evidenció un total de 26 especies (diversidad gamma) repartidas en 6 géneros distintos; habiéndose capturado un total de 15355 ejemplares a lo largo de una serie de captura de 900 muestras repartidas en 285 puntos de muestreo. Al respecto, mencionar que el mayor número de especies fueron evidenciadas en las sierras de interior, concretamente en el Carrascal de la Font Roja y la Sierra de Mariola ($S=13-14$ respectivamente), mientras que la menor riqueza específica fue observada en los marjales y humedales, concretamente en las Salinas de Santa Pola y el Hondo de Elche ($S=5-6$ respectivamente). No obstante, y de acuerdo con los indicadores de riqueza, los listados de los 13 parques naturales son aún incompletos, si bien es cierto que con porcentajes de riqueza máxima alcanzada siempre por encima del 80%. El coeficiente de correlación de Spearman puso de manifiesto la tendencia de la abundancia específica hacia o en contra de determinados factores fisicoquímicos, mientras que el AC evidenció la asociación de determinadas especies de mosquitos con determinada tipología de biotopos. Es especialmente destacable la preferencia de *Ae. vittatus*, *Cx. laticinctus* y *Cs. longiareolata* hacia biotopos de origen antrópico (como bidones y cubos) incluso en espacios naturales protegidos como los parques naturales valencianos. El análisis del reemplazo de especies y de los coeficientes de similitud/disimilitud pone de manifiesto una elevada tasa de recambio de especies, motivo por el cual la diversidad beta contribuye en mayor medida a la diversidad global del paisaje ($\alpha=39,46\%$, $\beta=60,55\%$).

Palabras clave: Diptera, Culicidae, biodiversidad, ecología, dinámica poblacional, parques naturales, epidemiología, vectores de transmisión, Comunidad Valenciana, España.

Abstract

Culicidae family is one of the most relevant diptera group related to Public Health, not only for the inconveniences that are able to cause due to its hematofagic alimentation type, but also by its ability to act as a vector-borne diseases transmitters. For this reason, mosquitoes have always been one of the most important targets in control programs applied for the regulation of their populations and, therefore, as a prophylactic measure to prevent the spread of the diseases that are able to transmit. According to these considerations, the in-depth knowledge of their abundance, biology, ecology and behavior, is defined as one of the basic tools to ensure the future of human health.

The aim of the study was, in addition to describe and to compare the community structure of mosquitoes species present in the natural parks, to relate richness and composition of Culicidae with different environmental variables, both quantitative and qualitative ones. Samplings, were taken monthly throught out four consecutive years (2008-2011), conducting measurements of pH, temperature, conductivity, redox potential, salinity and total dissolution solutes (TDS) at each sampling point, which were georeferenced (GMS) for its location on digital mapping. Specimens were collected and preserved in 70% alcohol, to be identified to species level according to contrasted taxonomic criteria (Mattingly, 1971; Holm Large 1982; Darsie & Saminadou Voyadjoglou, 1997; Ribeiro & Da Cunha Ramos, (1999); Schaffner et al., 2001), remaining deposited in the entomological collection of the University of Valencia (UEVG).

Systematic study was carried out in thirteen natural parks from eastern Spain (Valencian Autonomous Region, Spain): *Tinença de Benifassà*, *Sierra de Iрта*, *Macizo del Peñagolosa*, *Marjal del Prat de Cabanes-Torreblanca*, *Desert de les Palmes*, *Sierra de Espadán* (all of them placed at Castellón province), *Puebla de San Miguel*, *Sierra Calderona*, *Hoces del Cabriel* (all of them placed at Valencia province) *Sierra de Mariola*, *Carrascal de la Font Roja*, *Salinas de Santa Pola* and *Hondo de Elche* (all of them placed at Alicante province); analyzing the distribution and abundance of mosquito species founded in these natural areas. The ecological similarity of the species highlighted, was tested by calculating the percentages of larval association. At the same time, a correlation analysis was carried out (Spearman- r_s correlation index) to study the relationship between larval abundance and physico-chemical variables analyzed; as well as an analysis of variance (ANOVA) to detect differences in the larvae/sample abundance. It was used a Correspondence Analysis (CA) to explore the relationship between the variables (larval biotope) and larval abundance.

As descriptors of each community (alpha diversity), different rates of wealth (Margalef- D_{Mg}), diversity (Menhinick- D_{Mn} , alpha of Williams- J), dominance (Simpson- λ , Berger-Parker- d) and equity (Shannon-Wiener- H' , Pielou- J') were calculated. To compare and sort the diversity recorded in each natural park, diversity Rényi index was

employed, generating relevant diagrams. To assess the replacement rate (beta diversity), index of Whittaker (β_W) was used, meanwhile for the analysis of similarity/dissimilarity measures, qualitative (Jaccard- I_j , Sorensen- I_s) and quantitative (Sorensen- I_{Squant} , Morisita-Horn- I_{M-H}) coefficients, as well as the complementarity (C_{AB}), were calculated. At the same way, an estimation of the theoretical richness was made by using non-parametric methods, employing presence/absence data (Chao2, Bootstrap). Species abundance data were adjusted to the four classical models (broken stick, log-normal, logarithmic series and geometric model), both at grouping and individual park levels.

As a result of the systematic study, a total of 26 species were highlighted (gamma diversity), distributed into 6 different genus and having captured a total of 15355 specimens. Likewise, a total of 900 samples were collected along 285 different sampling points. In this regard, it is worth to mention that the largest number of species were evidenced in the inland mountainous areas, specifically in *Carrascal de la Font Roja* and *Sierra de Mariola* ($S=13-14$ respectively), whereas the lowest species richness was observed in the wetlands areas, specifically in *Salinas de Santa Pola* and *Hondo de Elche* ($S=5-6$ respectively). However, and according to wealth indicators, the listings of the 13 natural parks are still incomplete, although it is true that the percentages of maximum wealth predicted always reached above 80%. The Spearman's rank correlation coefficient revealed a trend in the specific larval abundance toward or against certain physico-chemical factors, while the AC showed the association of certain species of mosquitoes with particular typology of biotopes. It is particularly notable the preference of *Ae. vittatus*, *Cx. laticinctus* and *Cs. longiareolata* toward biotopes of anthropogenic origin (such as drums and hubs) even in protected natural areas like the Valencian natural parks.

The analysis of species replacement and similarity/dissimilarity coefficients, showed a high rate of species turnover, which is why the beta diversity contributes to a greater extent of the global diversity of the landscape ($\alpha=39,46\%$, $\beta=60,55\%$).

Key Words: Diptera, Culicidae, biodiversity, ecology, population dynamics, natural, parks, epidemiology, vector-borne diseases, Comunitat Valenciana, Spain.

Publicaciones vinculadas

1. BUENO MARÍ, R., RUEDA SEVILLA, J., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, LACOMBA ANDUEZA, N. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2008. Contribución al conocimiento de las poblaciones larvarias de culícidos (Diptera, Culicidae) presentes en el Marjal dels Moros (Valencia). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **32**(3-4): 351-365.
2. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. Aportaciones al conocimiento de los mosquitos (Diptera, Culicidae) de alta montaña presentes en la Península Ibérica. *Pirineos*, **164**: 49-68.
3. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. Detección de *Aedes albopictus* (Skuse, 1894) en Torrevieja (Alicante, España). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **33**(3-4): 529-532.
4. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. Nuevos datos de *Uranotaenia unguiculata* Edwards, 1913 (Diptera: Culicidae) para la Península Ibérica. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **46**: 388-389.
5. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011. Aportes al conocimiento de la distribución y biología de *Anopheles algeriensis* Theobald, 1903 en España. *Boletín de Malariaología y Salud Ambiental*, **51**(1): 93-96.
6. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012. Entomological surveillance in a recent autochthonous malaria area of Spain. *Journal of Vector Borne Diseases*, **49**: 45-47.
7. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012. Updated checklist and distribution maps of mosquitoes (Diptera: Culicidae) of Spain. *European Mosquito Bulletin*, **30**: 91-126.
8. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012. Bioecología de los mosquitos (Diptera, Culicidae) del Parque Natural del Carrascal de la Font Roja (Alicante). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **36**(3-4): 361-379.
9. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012. Factores de riesgo eco-entomológicos en la emergencia de arbovirosis en las zonas húmedas de la Comunidad Valenciana. Valencia, España. *Boletín de Malariaología y Salud Ambiental*, **52**(2): 257-267.

10. **BERNUÉS, A.**, PERIS, F.J., BUENO, R., FALCÓ, J.V., OLTRA, M.T. & JIMÉNEZ, R., 2012. *Els invertebrats del parc natural de la Serra Calderona*. 224-227 pp. En: CATALÀ SANZ, J.A., *La Universitat de València i els seus entorns naturals: els parcs naturals de l'Albufera, el Túria i la Serra Calderona*. Servei de Publicacions de la Universitat de València. 285 pp.
11. **BERNUÉS-BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ-PEYDRÓ, R., 2013. Diversity of mosquitoes (Diptera: Culicidae) in protected natural parks from Valencian Autonomous Region (Eastern Spain). *Biodiversity Journal*, **4**(2): 335-342.

Comunicaciones en congresos

1. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2008. **Comunicación en póster:** Clasificación de los culícidos españoles en grupos funcionales: la importancia de los ciclos vitales. *XIII Congreso Ibérico de Entomología*, Seia (Portugal).
2. BUENO MARÍ, R., RUEDA SEVILLA, J., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, LACOMBA ANDUEZA, I. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2008. **Comunicación en póster:** Estudio faunístico de los mosquitos (Diptera, Culicidae) presentes en el enclave hidrográfico protegido del Marjal dels Moros (Valencia). *XIII Congreso Ibérico de Entomología*, Seia (Portugal).
3. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación en póster:** Spanish mosquito fauna at high altitude. *5th European Mosquito Control Association*, Turín (Italia).
4. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación en póster:** The past and present of an historical malaria endemic area in Spain. *5th European Mosquito Control Association*, Turín (Italia).
5. CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación en póster:** Mosquito distribution in the Palancia river (Spain). *5th European Mosquito Control Association*, Turín (Italia).
6. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación en póster:** Analysis and distribution of mosquito species presents in Sagunto (Valencia, Spain). *5th European Mosquito Control Association*, Turín (Italia).
7. CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación oral:** El complejo maculipennis (Diptera: Culicidae) y su incidencia como vector transmisor de la malaria en la

- Comunidad Valenciana. *XXVI Jornadas de la Asociación Española de Entomología*, Granada (España).
8. CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación en póster:** Aspectos bioecológicos de los culicidos del Parque Natural de la Sierra de Irta (Castellón). *XXVI Jornadas de la Asociación Española de Entomología*, Granada (España).
 9. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. **Comunicación en póster:** Bioecología de los mosquitos arborícolas (Diptera: Culicidae) de la Comunidad Valenciana. *XXVI Jornadas de la Asociación Española de Entomología*, Granada (España).
 10. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Ponencia invitada:** *Aedes albopictus* (Skuse, 1894): monitoring and current status of an important invasive mosquito species in Spain. *IX European Congress of Entomology*, Budapest (Hungría).
 11. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación oral:** Study of malariogenic potential of eastern Spain. *17th European Society for Vector Ecology Conference*, Wroclaw (Polonia).
 12. CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** Yellow fever and its vectors in the Valencian Autonomous Region: spatial distribution and temporary follow-up of its populations. *International Conference of Emerging Vector-borne Diseases in a Changing European Environment (EDEN)*, Montpellier (Francia).
 13. CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** Characterization and distribution of *Anopheles maculipennis s.l.* (Diptera: Culicidae) breeding sites in the Valencian Autonomous Region, Spain. *International Conference of Emerging Vector-borne Diseases in a Changing European Environment (EDEN)*, Montpellier (Francia).
 14. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** Approaches to the risk of establishment and transmission of the West Nile Virus in the Valencian Autonomous Region. *International Conference of Emerging Vector-borne Diseases in a Changing European Environment (EDEN)*, Montpellier (Francia).
 15. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** New anophelines catches in Eastern Spain. *IX European Congress of Entomology*, Budapest (Hungría).
 16. BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación oral:** Seguimiento e

- implicaciones sanitarias de *Aedes albopictus* (Skuse, 1894) en España. *XIV Congreso Ibérico de Entomología*, Lugo (España).
17. CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** Estudio faunístico y fenológico de las especies culícidas del Parque Natural de la Sierra de Irta (Castellón, Comunidad Valenciana). *XIV Congreso Ibérico de Entomología*, Lugo (España).
 18. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación oral:** West Nile virus: ¿existe riesgo de introducción para la Comunidad Valenciana?. *XIV Congreso Ibérico de Entomología*, Lugo (España).
 19. CHORDÁ OLMOS, F.A., BUENO MARÍ, R., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** L'albufera (Valencia, Spain): Mosquitoes, malaria and human land use. *17th European Society for Vector Ecology Conference*, Wroclaw (Polonia).
 20. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.** & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** Biodiversity analysis in mediterranean populations of mosquitoes (Diptera: Culicidae). *17th European Society for Vector Ecology Conference*, Wroclaw (Polonia).
 21. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010. **Comunicación en póster:** Utilization of the natural anantropic resources like larval biotops for the development of culicids in the Valencian Autonomous Region. *17th European Society for Vector Ecology Conference*, Wroclaw (Polonia).
 22. CHORDÁ OLMOS, F.A., **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011. **Comunicación en póster:** Biología de los mosquitos (Diptera: Culicidae) del Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca. *XXVIII Jornadas de la Asociación Española de Entomología*, Ponferrada (León, España).
 23. **BERNUÉS BAÑERES, A.**, BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011. **Comunicación oral:** Mosquitos (Diptera: Culicidae) del Parque Natural de la Sierra Calderona (Valencia). *XXVIII Jornadas de la Asociación Española de Entomología*, Ponferrada (León, España).
 24. JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., BUENO MARÍ, R. & **BERNUÉS BAÑERES, A.**, 2012. **Comunicación oral:** ¿Preocupan las enfermedades de transmisión vectorial en España?. *XXX Reunión científica de la Sociedad Española de Epidemiología: "Epidemiología en tiempos de crisis. Haciendo sostenible el sistema de salud"*, Santander (España).

Capítulo 1. Introducción

En 1758, se publicó la décima edición de la obra de Carolus Linnaeus *Sistema Naturae*, siendo este investigador el primer científico en sistematizar taxonómicamente grupos animales. De esta forma, Linnaeus, fue el responsable de plantar las semillas que darían origen al actual sistema de nomenclatura zoológica que ha perdurado hasta hoy en día. Fue precisamente en esta décima edición, donde quedaron recogidas las descripciones de seis especies de insectos pertenecientes al género *Culex* Linnaeus, 1758; de las que únicamente se conserva de forma válida en la actualidad, la especie *Culex pipiens* Linnaeus, 1758 (Harbach *et al.*, 1985). Esta especie de mosquito, conocida por todos con el nombre de *mosquito trompetero* o *mosquito común*, fue la que sirvió como modelo para la descripción de la familia que agrupa a estos dípteros nematóceros, la denominada familia Culicidae (Latreille, 1810).

Los mosquitos (Diptera: Culicidae), son uno de los pilares centrales de la investigación entomológica a nivel mundial. Ello es debido al impacto que tienen en las distintas sociedades humanas, por ser causantes de molestia directa como consecuencia del tipo de alimentación hematófaga que exhiben. No obstante, no fue hasta finales del siglo XIX cuando se evidenció la relación de estos insectos con la transmisión de enfermedades, algunas tan graves como la fiebre amarilla o la malaria, las cuales afectan actualmente a muy diversos grupos animales entre los que, por supuesto, se incluye al ser humano.

La capacidad de los mosquitos para actuar como vectores de enfermedad, añadida a los problemas y molestias que son capaces de causar, ha sido un reclamo constante para los científicos. Josep Nott, en 1848, fue el primero en auspiciar la importancia de estos dípteros como vectores de la malaria y la fiebre amarilla; Sir Patrick Manson, en 1878, observó la transmisión del nematodo *Wuchereria bancrofti* por *Culex pipiens* var. *quinquefasciatus* (Say, 1723), y, tres años después, en 1881, Carlos Finley postulaba la transmisión de la fiebre amarilla con los mosquitos como agentes causales, hecho probado científicamente por Walter Reed y sus colaboradores en 1901. Anteriormente a esta fecha, se produjo otro punto de inflexión en la historia médica, al descubrirse, en 1897 por parte de Sir Ronald Ross, la transmisión de la malaria por mosquitos pertenecientes a la subfamilia Anophelinae (Boyd, 1949).

Como consecuencia de este proceso y del descubrimiento de los ciclos de transmisión de las enfermedades vehiculadas por mosquitos, se tomó conciencia de la importancia del establecimiento de programas de control de sus poblaciones. Así, a principios del siglo XX, se establecieron los primeros de estos programas, marcando hitos tan importantes como la eliminación de la fiebre amarilla en Panamá a manos de William C. Gorgas, miembro del *Army Medical Corps (USA)*, que dedicó su vida al control de las poblaciones de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762). Como consecuencia de esta hazaña, tuvieron lugar importantes cambios geopolíticos que posibilitaron el

desarrollo de obras y sociedades tan destacables como la construcción del Canal de Panamá y la constitución del propio país que lleva el mismo nombre.

A la luz de todas estas aportaciones, no queda más remedio que asumir la influencia tan notoria que han ejercido, y ejercen, los mosquitos en el ritmo de vida de las sociedades humanas, actuando a modo de “marcapasos” histórico a lo largo de las diferentes épocas de la humanidad. Como consecuencia, queda más que justificada la importancia del estudio de las diferentes disciplinas que acotan el conocimiento en torno a este grupo de insectos; disciplinas como la biología, la ecología o la parasitología médica, pues solo mediante el dominio de las mismas podrá obtenerse una visión integradora que permita su total comprensión.

1.1. Aspectos generales de la familia Culicidae:

Los mosquitos siempre se han caracterizado por poseer un amplio abanico de mecanismos de adaptación al entorno. Existen pocos ambientes hídricos en el mundo no susceptibles de ser colonizados por estos dípteros, los cuales son capaces de habitar en ambientes tanto de tipo temporal como permanente, de reducidas o enormes dimensiones, en aguas limpias o contaminadas, en entornos naturales o fuertemente antropizados, etc.

En las zonas de inundación temporal, en torno a los ríos o lagos que sufren variaciones de caudal, los denominados “*flood-water mosquitoes*” (del inglés: mosquitos de aguas de inundación) se desarrollan en gran número, con una capacidad de vuelo que llega a abarcar distancias de varios kilómetros para buscar alimento, lo que provoca serias molestias en lugares muy alejados del foco de cría original (Mohrig, 1969; Becker & Ludwig, 1981; Schäfer *et al.*, 1997).

En los grandes bosques continentales, el carácter húmedo de los mismos se define como el idóneo para el desarrollo masivo de los denominados *snow-melt mosquitoes* (del inglés: mosquitos de nieve derretida), donde las acumulaciones de agua procedentes del deshielo o de las fuertes lluvias actúan como criaderos de miles de individuos; mientras que las dendrotelmas que se forman en los árboles conforman el hábitat de numerosas especies limnodendrófilas.

En las llanuras aluviales, zonas de marjalería y oquedades rocosas de la costa, especies halófilas (aquellas capaces de desarrollarse en aguas saladas) se multiplican en gran número; mientras que en las mismas ciudades, utilizando como lugares de cría pequeños contenedores, macetas, neumáticos y floreros entre otros, especies capaces de transmitir virosis y parasitosis al hombre comparten el espacio físico con la población humana.

Esta impresionante plasticidad ecológica y capacidad de adaptación, ha permitido, a diferentes especies de mosquitos, llevar a cabo procesos de colonización de lugares del mundo muy alejados de su ambiente original. En la actualidad, las invasiones biológicas por parte de especies alóctonas (Bueno-Marí, 2009), han supuesto un fuerte cambio en el modo de plantear los programas de control, sobre todo teniendo en cuenta la capacidad de éstas para adaptarse y desarrollar resistencias a las diferentes sustancias empleadas como insecticidas destinadas a su control.

1.2. Sistemática de la familia Culicidae:

Los mosquitos, se clasifican como integrantes de la familia Culicidae, (suborden Nematocera, infraorden Culicomorpha) en la jerarquía taxonómica tradicional (**figura 1.2.1**). Se trata de un grupo numeroso y ampliamente representado, tanto en las regiones tropicales como templadas del planeta, que comprende a un grupo de insectos caracterizados por sus finas y largas patas, su larga probóscide bucal y por poseer escamas en la mayor parte del cuerpo (siendo estos tres los caracteres morfológicos definitorios de los mosquitos).

Actualmente, la familia Culicidae reúne a un total aproximado de 3530 especies diferentes; divididas, tradicionalmente, en tres subfamilias y 44 géneros (no quedan contempladas las modificaciones de Reinert *et al.* 2004, 2006, 2008). La subfamilia Anophelinae cuenta con 3 géneros, la subfamilia Culicinae con 40 y, por último, la subfamilia Toxorhynchitinae, con un único género.

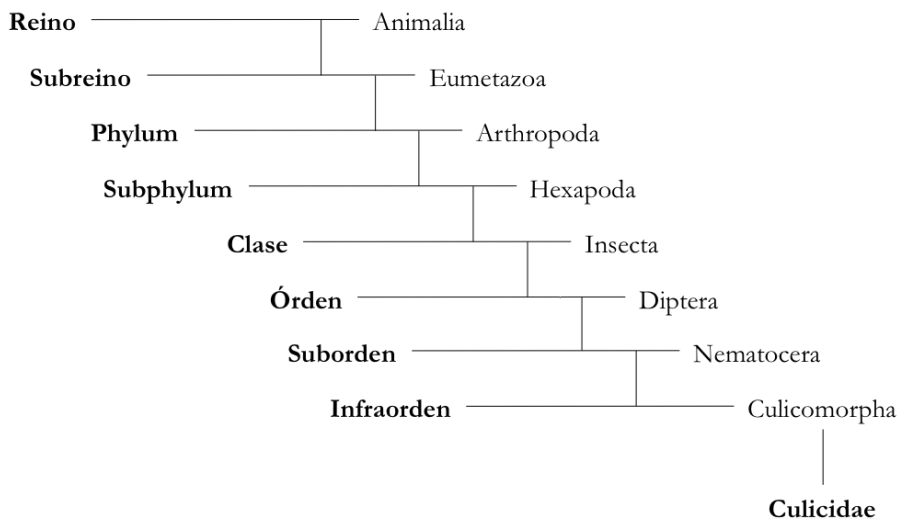


Fig. 1.2.1. Árbol taxonómico de la familia Culicidae (Diptera).

A pesar de que esta clasificación tradicional de los mosquitos es ampliamente aceptada, en la última década, un conjunto de autores ha puesto en entredicho la validez de la misma (Harbach & Kitching, 1998; Harbach, 2007), introduciendo cambios sustanciales como la eliminación de la subfamilia Toxorhynchitinae, o el cambio de varios subgéneros englobados dentro del género *Aedes*. Esta cuestión deja entrever la falta de consenso en la taxonomía, clasificación y filogenia de estos insectos, cuya historia ha estado plagada de continuos cambios y reestructuraciones.

1.2.1. Taxonomía histórica y clasificación:

Tal y como se ha mencionado con anterioridad, fue el descubrimiento, a finales del siglo XIX, de la capacidad de los mosquitos para transmitir enfermedades, lo que desencadenó un inmenso interés por la descripción y clasificación de estos insectos. Como prueba de ello, cabe destacar que el Museo de Historia Natural de Londres (*The British Museum of Natural History*) contrató, en 1899, a Fred. V. Theobald, con el objetivo de clasificar las nuevas especies descubiertas en grupos naturales semejantes. A pesar de ello, muchos llegaron a pensar que el sistema de clasificación de Theobald no era ni práctico ni natural, por lo que durante las dos décadas siguientes a la publicación de su *Monograph of the Culicidae* (1910), se realizaron cambios significativos hacia un sistema más conservador de clasificación. Así, podemos mencionar como particularmente relevantes los esfuerzos de F.W. Edwards en Europa, y de Harrison G. Dyar en Norte América, cuyo trabajo contribuyó a la aceptación generalizada de los conceptos de grupo y género (Edwards, 1932), sentando las bases sobre las que se construiría la *clasificación tradicional* del siglo XX (Stone *et al.*, 1959; Belkin, 1962; Knight & Stone, 1977).

Edwards (1932) incluyó los Dixídidos y los Chaobóridos como subfamilias de los Culicidae, y consideró a lo que hoy conocemos como “verdaderos mosquitos”, como una tercera subfamilia a la que denominó Culicinae. Este autor, reconocía tres tribus incluidas en la anterior subfamilia: Anophelini, Toxorhynchitini (como Megarhinini) y Culicini, mientras que las cinco tribus restantes reconocidas actualmente, fueron divididas en cinco grupos: Sabethes, Uranotaenia, Theobaldia, *Aedes* y *Culex*. Sin embargo, posteriormente, Stone (1957) eliminó a los Dixídidos y Chaobóridos de la familia Culicidae, restringiéndola a los Culicinae descritos por Edwards en 1932. De esta forma, se adoptaron una serie de cambios en la designación a nivel de tribus y subfamilias que quedaron recogidos en una nueva publicación titulada *A synoptic catalog of the mosquitoes of the world* (Stone *et al.*, 1959). Esta clasificación reconocía las subfamilias Anophelinae, Toxorhynchitinae y Culicinae, incluyéndose en esta última dos tribus, Culicini y Sabethini.

Unos años más tarde, Belkin introdujo una serie de cambios en la modificación llevada a cabo por Stone (Belkin, 1962), manteniendo la estructura de las subfamilias de Edwards y reorganizando la clasificación de los Culicinae, en la que incluyó doce tribus en vez de tres. Mantuvo los Anophelini y Toxorhynchitini, e incluyó diez tribus en sustitución de los Culicini de Edwards. De igual forma, algunos autores (Belkin *et al.*, 1970) continuaron tratando a Dixídidos y Chaobóridos como dos subfamilias incluidas dentro de los Culícidos hasta que Knight & Stone (1977) las excluyeron una vez más de esta familia. En consecuencia, parecía bastante consensuado el reconocimiento de tres subfamilias: Anophelinae, Toxorhynchitinae y Culicinae, y la subdivisión de la última de éstas en las 10 tribus establecidas por Belkin en 1962.

Sin embargo, no pasaría mucho tiempo hasta que otro autor propusiera cambios en esta clasificación; Mattingly (1969, 1971, 1981), se resistía a aceptar la división de la subfamilia Culicinae en diez tribus, por lo que siguió la clasificación propuesta por Stone *et al.* en 1959 defendiendo la existencia de, únicamente, dos de ellas, Culicini y Sabethini. Posteriormente, Service (1993a) utilizó la división de Mattingly como una cuestión de conveniencia, aunque la mayor parte de los taxónomos que trabajaban por aquel entonces en mosquitos, ya habían aceptado la división tribal establecida por Belkin, incluyendo ésta a la subfamilia Toxorhynchitini (Harbach & Kitching, 1998; Mitchel *et al.* 2002).

Finalmente, tras aproximadamente cien años de taxonomía de los mosquitos, y dejando de lado las propuestas de Reinert *et al.* (2004, 2006) para la división de la tribu Aedini en sesenta y tres géneros en lugar de los doce reconocidos hasta la fecha, pocos cambios más han sido realizados en la aceptación de la taxonomía desde las propuestas de Edwards en 1932. Prácticamente, se ha doblado el número de las especies reconocidas formalmente, aumentando de unas 1400 en sus inicios hasta las 3500 aproximadamente de la actualidad; el número de subgéneros se ha incrementado de 89 a 145, mientras que el número de géneros lo ha hecho de 30 a 44.

1.2.2. Controversia en la clasificación actual, la introducción de nuevas herramientas discriminatorias:

Tal y como ha sido expuesto en el anterior apartado, la taxonomía y clasificación de los culícidos ha sido una tarea compleja que se ha extendido a lo largo de cien años de historia. No es de extrañar pues, que muchos de los autores que intentaban poner orden en el grupo y establecer las relaciones filogenéticas entre sus componentes, sigan trabajando hoy en día empleando nuevas herramientas a su alcance.

La clasificación tradicional de los mosquitos es de tipo fenético, por lo que los niveles de clasificación son considerados como arbitrarios (basados en la interpretación subjetiva del taxónomo), en función de su interpretación sobre la semejanza anatómica de los ejemplares estudiados. Este sistema tiene como consecuencia la aceptación de taxones de tipo parafilético o polifilético. Sin embargo, los últimos estudios filogenéticos realizados (Mitchell *et al.*, 2002; Reinert *et al.*, 2004; Reinert *et al.*, 2006; Reinert *et al.*, 2008) han incorporado la biología molecular como complemento a las herramientas filogenéticas tradicionales. Los estudios basados en la combinación de caracteres morfológicos y secuencias de DNA, han puesto de manifiesto relaciones filogenéticas anteriormente no consideradas, y, por ende, cambios en la clasificación actual de la familia Culicidae.

Desde que Ross (1951) construyera el primer árbol evolutivo de los mosquitos (figura 1.2.2.1) basándose en la interpretación comparativa de datos morfológicos y biométricos, se han producido una serie de cambios en el mismo que merece la pena comentar.

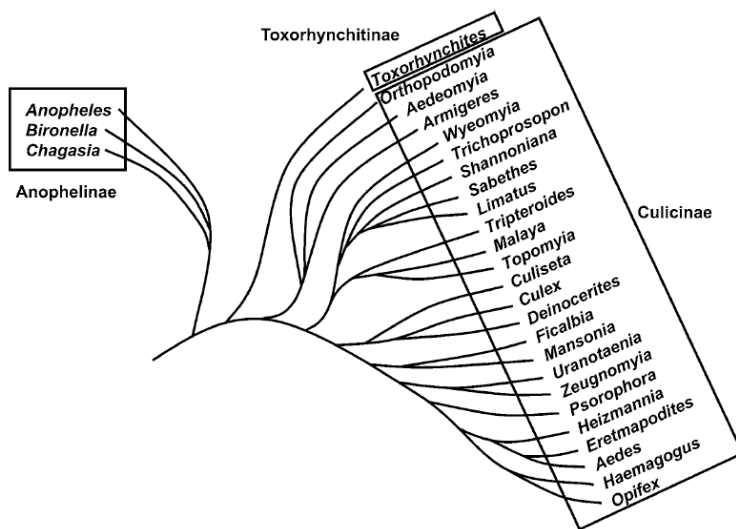


Fig. 1.2.2.1. Clasificación tradicional de los mosquitos, representación del árbol desarrollado por Ross (1951) a partir de caracteres morfológicos y biométricos.

El trabajo de Harbach & Kitching (1998), corroboraba la monofilia de la subfamilia Anophelinae, conformando el clado basal de la familia Culicidae. De la misma forma, se mantenía como tal la subfamilia Culicinae, pero se pusieron de manifiesto incongruencias en las relaciones filogenéticas establecidas hasta el momento en la tribu Aedini, debido al significativo polimorfismo observado para el género *Aedes*, incluido en este grupo. Por último, y siendo éste el cambio más sustancial en la clasificación tradicional, el trabajo de estos autores, no reconocía la

subfamilia Toxorhynchitinae separada como tal, y la incluía como una tribu en la subfamilia Culicinae; coincidiendo con la opinión de Belkin (1962).

En la actualidad, muchos autores siguen trabajando en este campo de estudio, por lo que día a día se producen cambios en la clasificación de los mosquitos. Aunque no se abordará el tema de forma directa en la presente tesis doctoral, se ha creído conveniente ofrecer una visión global de este proceso, sobre todo de cara a realizar una consideración sobre la identificación y clasificación de las distintas especies levantinas de mosquitos que, tradicionalmente, han supuesto un problema de identificación para los entomólogos valencianos.

1.3. Consideraciones históricas de los mosquitos en España. De la historia entomológica a la culicidología:

Los inicios del estudio zoológico y naturalista en España datan del siglo XVIII, bajo el reinado de la casa de Borbón y, sobre todo, bajo los reyes Fernando VI (1746-1759) y Carlos III (1759-1788). Bajo su mandato, se desarrolla un amplio proceso renovador cultural y científico que tendrá importantes repercusiones en el desarrollo de la entomología durante los años venideros. A grandes rasgos, conviene destacar la creación de numerosas instituciones y Universidades (como la Universidad de Madrid hacia 1780), de entre las que destaca, debido a la importancia que adquirirá en un futuro cercano para las Ciencias Naturales en general y la Zoología en particular, el entonces denominado *Real Gabinete de Historia Natural* (creado por Carlos III el 17 de octubre de 1771). Desde la fundación del gabinete y, principalmente, a partir de 1777, comienzan a llegar de todas partes del mundo ejemplares para sus colecciones, destacando entre ellos numerosos insectos, crustáceos y arácnidos, a pesar de la inexistencia de personal especializado en artrópodos para su correcta catalogación y depósito.

Fruto de esta carencia, el Real Gabinete inicia un proyecto para el estudio de la fauna y la flora españolas en forma de monografías con textos e ilustraciones. Unos pocos años más tarde, en 1784, se obtienen los primeros frutos entomológicos, cuando Ignacio Jordán de Asso y del Río (al que podríamos considerar como el primer autor español que emplea la nomenclatura linneana) publica lo que será el primer catálogo nacional de insectos, al que titula *Introductio in Oryctographiam et Zoologiam Aragoniae* (Asso, 1784). El desarrollo de la entomología moderna en España, puede describirse como un proceso lento que abarca dos siglos de historia nacional, con una serie de hitos que merecen ser reconocidos y que, según los historiadores (Bach & Compte, 1997) permiten diferenciar distintas etapas en el proceso: *la Entomología en la Ilustración, los Inicios de la Entomología Moderna (siglo XIX), la Entomología moderna (1907-1936), la Entomología de la postguerra (1939-1960) y la Entomología hasta la actualidad.*

Los inicios del desarrollo de esta ciencia podrían situarse en torno a 1772, cuando se produce la fundación del *Real Gabinete de Historia Natural de Madrid* (en el futuro *Real Museo de Ciencias Naturales* en 1815) por S.M. el Rey Carlos III. Posteriormente, y debido a la dinámica ágil y continuada en el estudio de la naturaleza que se estaba desarrollando en España, se potencia la creación (en 1799), mediante el impulso de José Clavijo, Vicedirector del Museo del Gabinete de Historia Natural, de los *Anales de Historia Natural* (posteriormente conocida como *de Ciencias Naturales*), publicación periódica de la que solo se emitieron veintitún fascículos hasta 1804. Sin embargo, el hito que marcará esta etapa, no se produce hasta 1838, año de la creación de la *Cátedra de Zoología de Invertebrados* a cargo de Lucas Tornos en el Museo de Historia Natural, al haberse atribuido a esta institución importantes funciones docentes en los años precedentes (Jiménez, 1971; Barreiro, 1992).

Los Inicios de la Entomología Moderna (siglo XIX)

Los inicios de la entomología moderna, describen en España el desarrollo de la disciplina como ciencia en sí, ocupando el lapso temporal comprendido en la segunda mitad del siglo XIX, entre 1842 y 1871. Esta época, se inicia sobre la base de un sistema taxonómico y nomenclatural progresivamente mejorado y del desarrollo del conocimiento sobre anatomía y fisiología de los insectos. Diversas instituciones (sobre todo el Museo de Madrid) están provistas de grandes colecciones y bibliotecas bien surtidas, además de caracterizarse por propiciar el intercambio frecuente de información entre entomólogos extranjeros y nacionales, lo que provoca, en última instancia, el desarrollo de una tremenda curiosidad sobre el conocimiento de la fauna indígena y la publicación de los resultados.

A nivel europeo, se producen una serie de cambios que afectarán directamente al desarrollo de la entomología en España, el principal de ellos, la creación en 1832 de la *Société Entomologique de France*, de la que es fundador un miembro hispanocubano llamado Felipe Poey. La formación de esta institución fomenta que otros españoles entren a formar parte como socios, encontrando entre los más destacados a Mariano de la Paz Graells (en el mismo año de la fundación) y a Eduardo Carreño en 1841. Todo este proceso desemboca en el hito más importante de la entomología española, el punto de inflexión en el que esta disciplina adquiere el carácter de *ciencia* y abre el periodo de la entomología moderna; Graells se convierte en el primer español en describir insectos con una nominación y descripción válidas, publicando sus resultados en los *Annales de la Société Entomologique de France*, quedando los mismos recogidas de forma rigurosa. Graells describe por primera vez el coleóptero Melírido *Dasytes ciliatus* Graells, 1842 (Graells, 1842), aunque más tarde será considerado sinonimia de *Lobonyx aeneus* (Fabricius, 1787). A esta publicación inicial le seguirán otras muchas, entre las

que destacan la descripción de *Saturnia isabellae* (Graells, 1849) (redescrita como *Graellsia isabellae* por Grote en 1896), observaciones sobre *Agapanthia* y nuevas especies de la España central (Graells, 1852; Graells, 1855).

Otro aspecto que debemos destacar de este periodo de desarrollo de la ciencia entomológica, es la creación, en 1871, de la *Sociedad Española de Historia Natural*, a propuesta del Profesor Laureano Pérez Arcas. De igual modo, a propuesta del catedrático de botánica (y primer presidente de la asociación) Miguel Colmeiro, se decide publicar periódicamente unos *Anales* como medio de expresión para la sociedad. De entre los catorce miembros fundadores, cinco de ellos eran entomólogos: Ignacio Bolívar y Urrutia, Francisco de Paula Martínez y Sáez, Serafín de Uhagón y Vedía, Bernardo Zapater y el propio Laureano Pérez Arcas; autores de un buen número de publicaciones con peso en la historia de la entomología española.

Por último, y recordando el tema que ocupa la presente tesis doctoral, es a finales del siglo XIX cuando se produce el primer hito en el estudio de los mosquitos a nivel nacional. En 1899, el médico inglés Dr. Ian Macdonald Mackay inicia sus estudios sobre el paludismo en las Minas de Riotinto (Huelva), situadas en la franja pirítica ibérica. Como consecuencia del desarrollo de este trabajo, se publica “*Investigaciones modernas sobre el paludismo*” el 15 de julio de 1900 (MacDonald, 1900). Dos años más tarde, una *Real Orden del 3 de octubre de 1901* procedente del Ministerio de la Gobernación, encargará a los doctores Francisco Huertas y Antonio Mendoza, el desarrollo de un estudio sobre el paludismo y su profilaxis en la provincia de Cáceres, dando comienzo así al estudio culicidológico español que continuará, con altibajos en su desarrollo hasta la actualidad.

La Entomología moderna (1907-1936)

Tal y como se ha mencionado con anterioridad, Macdonald marcó el inicio de los estudios en materia de mosquitos en la España del siglo XX. Esta etapa de desarrollo científico, se caracterizó por gozar de un impulso en el campo de la entomología debido a los acontecimientos de finales del siglo XIX; la creación de varias instituciones, como las comentadas anteriormente, permitieron una mejor organización de los entomólogos emergentes y, por tanto, del trabajo que se desarrollaría en adelante. Durante esta etapa, y en el contexto que nos ocupa, conviene destacar un primer trabajo de Arias Encobet (1912), que reúne todos los datos existentes hasta la fecha sobre la distribución de los dípteros españoles, y en el que se citan un total de doce especies distintas de mosquitos, catálogo considerado como incompleto al no contemplar las especies descritas por Pittaluga (Pittaluga, 1905) en uno de sus estudios anteriores a su publicación; fijándose la cifra real de entonces en catorce especies de mosquitos para la Península Ibérica.

Tal y como quedará patente, el estudio de los mosquitos en España quedará ligado, irrevocablemente, a los estudios sobre el paludismo, sobre todo, a merced de la intervención del médico italiano Gustavo Pittaluga en el XIV *Congreso Internacional de Medicina* celebrado en Madrid (1902), que despertó un gran interés entre médicos y naturalistas. Tras este congreso, Pittaluga se afincó en España, donde pasó a ser jefe del *Servicio de Sanidad y Desinfección del Instituto de Higiene Alfonso XIII* dirigido por Santiago Ramón y Cajal. Posteriormente, se produjo la creación, en 1920, de la *Comisión Central de Trabajos Antipalúdicos*, de la que pasaría a formar parte en calidad de director de la misma.

Al mismo tiempo que avanzaba el estudio de los culícidos, la entomología continuaba desarrollándose, tal y como demuestra la creación de la *Revista EoS (Revista Española de Entomología)* en 1925, por encargo de Ignacio Bolívar y Urrutía (por aquel entonces Director del Museo), como complemento de la *Serie Zoológica* y de los *Trabajos del Museo*. Destacar, igualmente, alguna publicación de este periodo como la *Monografía de los Ictineumónidos de España* (Ceballos, 1925), a nivel de género.

Otro aspecto destacable relacionado con el desarrollo de la culicidología española, es la visita de la *Comisión del Paludismo de la Organización de Higiene de la Sociedad de Naciones Unidas*, para supervisar el programa de erradicación de la enfermedad en territorio nacional. Tres años más tarde, se producirá otro hito en la entomología española; destacando como experto en el estudio ecológico y taxonómico de los dípteros, en general, y de los mosquitos en particular, Juan Gil Collado publica sus *Datos actuales sobre la distribución geográfica de los culícidos españoles* en la revista EoS (Gil Collado, 1930). Cinco años antes, en 1925 y como consecuencia de sus logros, su rigor científico y de su profundo conocimiento acerca de la identificación de los mosquitos, se le habían abierto las puertas de la *Comisión Central Antipalúdica*, pasando a formar parte de la misma como el primer entomólogo de formación estricta.

Por último, y como punto de cierre de la presente etapa, remarcar el último hito de la misma en forma de celebración del VI *Congreso Internacional de Entomología* en Madrid; debido al éxito cosechado por los entomólogos españoles en su edición predecesora en París (1932). Este congreso, fue celebrado entre los días 6 y 12 de septiembre de 1935, siendo Presidente el mismísimo Ignacio Bolívar, que contaba como comité ejecutivo con especialistas de la talla de Benlloch (Vicepresidente), Dusmet, Zulueta, Cándido Bolívar (Secretario General), Ceballos (Tesorería), Bonet, del Cañizo, Manuel y Fernando Martínez de la Escalera y, como no, el propio Gil Collado. Entre los éxitos del congreso, destaca la concurrencia de más de 380 participantes pertenecientes a más de 40 países diferentes. Este hecho histórico de la entomología española supuso el definitivo lanzamiento de diferentes científicos

nacionales al panorama internacional, con todas las repercusiones científicas y económicas que ello conllevaba.

La Entomología de la postguerra (1939-1960)

La Guerra Civil Española (1936-1939) fue, como en la gran mayoría de los conflictos de este tipo, tremendamente destructora para el desarrollo de las ciencias, en general, y de la entomología, en particular. Muchos de los más importantes representantes de la entomología española, se vieron forzados a emigrar al extranjero, personalidades como Ignacio Bolívar Urrutia, Cándido Bolívar Pieltain, Federico Bonet Marco, Dionisio Peláez o Enrique Rioja Lo-Bianco, son solo algunos ejemplos. Además, como consecuencia de este proceso y del declive económico de las instituciones, se tiene constancia de que el número de publicaciones entomológicas impresas en España durante el año 1938, fueron, estadísticamente, las más bajas de todo el periodo (Martín, 1994).

Otro efecto derivado de la Guerra Civil, fue un retroceso en el control del paludismo. El fuerte desgaste económico y la escasez de recursos, así como factores humanos como la movilización de tropas militares procedentes de áreas endémicas de la propia Península o desde Marruecos, derivó en un proceso de recrudescencia de la enfermedad (García, 1970). Debido a ello, y a pesar de la situación de penuria en la que se encontraban, los paludólogos españoles continuaron desarrollando su labor en su afán por erradicar la malaria en España; muestra de ello fue la publicación del artículo *Répartition géographique des variétés d'Anopheles maculipennis en Espagne, avec des brèves considérations sur leur biologie* de Gil Collado, que contribuyó a un mejor conocimiento de los mosquitos españoles.

No obstante la situación del país, se produjeron diferentes avances en la historia de la ciencia nacional con repercusión suficiente para que valga la pena ser comentados. Al respecto, mencionar la creación del *Centro Superior de Investigaciones Científicas Español (CSIC)* el 24 de noviembre de 1939, o la fundación del *Instituto Español de Entomología* el 10 de marzo de 1941, instituciones que contribuyeron al desarrollo del conocimiento entomológico. Como consecuencia de ello, y del constante programa para el control del paludismo, se dio un nuevo impulso al estudio de los mosquitos; destacan, concretamente, las obras de Torres Cañamares en el año 1944, las cuales arrojaron luz sobre ciertas discrepancias existentes en la determinación taxonómica de distintas especies o subespecies, así como surtir de una herramienta útil, en forma de claves, a la comunidad científica para la correcta identificación de las especies españolas del género *Anopheles* (Torres Cañamares, 1944a, 1944b, 1944c).

Tras estos acontecimientos, España entró en la etapa final del periodo de la postguerra (que duraría, aproximadamente, hasta 1960). En este punto, la mayoría de los estudios dirigidos a conocer y comprender la biología y ecología de la familia Culicidae, estuvieron a cargo de sanitarios, principalmente médicos, de forma que las especies estudiadas eran harto conocidas. De esta forma, no sorprende que la gran mayoría de las publicaciones sobre mosquitos a partir de mediados de siglo, fuesen dirigidas hacia temas que solo profesionales de preparación específica podían abordar, nos estamos refiriendo a las particularidades morfológicas de las poblaciones peninsulares, algo que solo los entomólogos estrictos podían acometer. Así pues, hacia finales de los años cincuenta, nos encontramos con numerosas publicaciones sobre la taxonomía estricta de los mosquitos, entre los que destacan las aportaciones de Torres Cañamares sobre *Aedes vittatus* y *Anopheles marteri* (Torres Cañamares, 1951a, 1951b 1957) y la puesta al día sobre el conocimiento del complejo *maculipennis* y los mosquitos arborícolas de Madrid de Gil Collado (Gil Collado, 1954, 1959).

La Entomología desde 1960 hasta la actualidad

Tal y como ha ocurrido con anterioridad en la historia reciente de la entomología española, el cierre del periodo anterior se produce con la creación de nuevas instituciones que puedan dar impulso a esta ciencia en desarrollo. Igualmente, ven la luz publicaciones que asientan las bases sobre el conocimiento entomológico en general y, sobre los mosquitos en particular. Sin embargo, en la década de los sesenta, asistimos a un acontecimiento que marcará un antes y un después en la historia del estudio de los culícidos, en 1964 la *Organización Mundial de la Salud (OMS)*, declara a España libre de paludismo. Este punto y final en la lucha contra la enfermedad, determinará una constante mengua de las publicaciones dedicadas al estudio de los mosquitos, por lo que el trabajo realizado en este campo quedará más enfocado hacia estudios regionalizados y puntuales, si bien es cierto que destaca una revisión a nivel estatal, atribuida a Torres Cañamares (1979), donde se cita por primera vez en España a *Ochlerotatus pullatus* (Coquillett, 1904) y a *Culex arbieeni* Salem, 1938. Otras publicaciones más centralizadas pertenecientes a este campo, son las debidas a Contrera en Guipúzcoa (Contrera, 1971) y a Báez & Fernández en Canarias (1980).

A nivel general, podemos hablar de otro gran logro para la entomología española. El 12 de enero de 1972, Arturo Compte, Secretario Adjunto de la *Real Sociedad Española de Historia Natural*, propone la creación de un *Grupo de Trabajo de Entomología*, propuesta aprobada en la sesión del 12 de abril del mismo año. Tras varias reuniones, se acuerda, en marzo de 1977, la creación de una sociedad independiente con el nombre de *Asociación Española de Entomología*, con sede en Salamanca. La creación de esta sociedad, que celebra reuniones de carácter anual, y otras en

conjunción con la *Sociedad Portuguesa de Entomología*, ha animado la colaboración de muchos entomólogos españoles que publican activamente. Este paso fomenta el que otros grupos se organicen en sociedades similares; a modo de ejemplo, podemos citar la *Sociedad Entomológica Aragonesa*, la *Sociedad Catalana de Lepidopterología* o el *Grupo Entomológico de Madrid*.

Otro de los aspectos que hemos destacado de la última etapa en la historia de la culicidología española, es el descenso en el número de publicaciones debido a la erradicación del paludismo en España, no obstante, sí podemos destacar algunas de este periodo. En el campo de la entomología en general, debemos mencionar dos obras que pueden compendiar el desarrollo de esta ciencia en los últimos años, son el *Directorio de Taxónomos Españoles* (García Valdecasas *et al.*, 1994) y la *Bibliografía entomológica de autores españoles (1758-1990)*, de Martín Albadalejo (1994). En el caso particular de los mosquitos, debemos citar dos importantes obras sobre el conocimiento general de estos insectos en España hasta la fecha; en primer lugar, la *Breve relación crítica de los mosquitos españoles* de Torres Cañamares (1979) y, en segundo lugar, la tesis doctoral de Encinas Grandes titulada *Taxonomía y Biología de los Mosquitos del Área Salmantina (Diptera, Culicidae)* (1982). Ambas publicaciones constituyen un excelente compendio sobre el conocimiento de los mosquitos españoles, con criterios y aportaciones muy válidas hasta hoy en día.

A finales de los 80, la entomología se abre paso en el mundo de la ciencia, tal y como ocurre con el estudio de los mosquitos. Un hecho muy destacable en este ámbito, es la creación de los *Servicios de Control de Mosquitos (SMC)*, cuyo número actualmente asciende a un total de seis. Estos servicios son financiados públicamente, no para luchar contra una enfermedad determinada, sino contra los agentes vehiculares de las mismas y contra las molestias que éstos ocasionan en la población humana sobre la que ejercen su influencia. El primero de ellos en ver la luz fue fundado en 1982 en Gerona, bajo el nombre de *SCM de la Bahía de Rosas y el Bajo Ter*, mientras que el año siguiente se fundaba el *SCM del Delta del Llobregat (Corporación Metropolitana de Barcelona)*. A estos SCM les siguieron tres más, bajo los nombres de *SCM de Los Monegros (Huesca)*, *SCM del Delta del Ebro (Tarragona)* y *el SCM de la Diputación de Huelva (Huelva)*, permaneciendo todos ellos activos en la actualidad. Así pues, la creación de estas plataformas de estudio y control de los mosquitos, a principios de la década de los noventa, ha propiciado un ambiente favorable para relanzar la entomología dirigida al estudio de los mosquitos. Tanto es así, que desde entonces han sido numerosos los trabajos que han visto la luz como consecuencia del desarrollo de este área de investigación, permitiéndonos incrementar el conocimiento acerca de estos insectos en España.

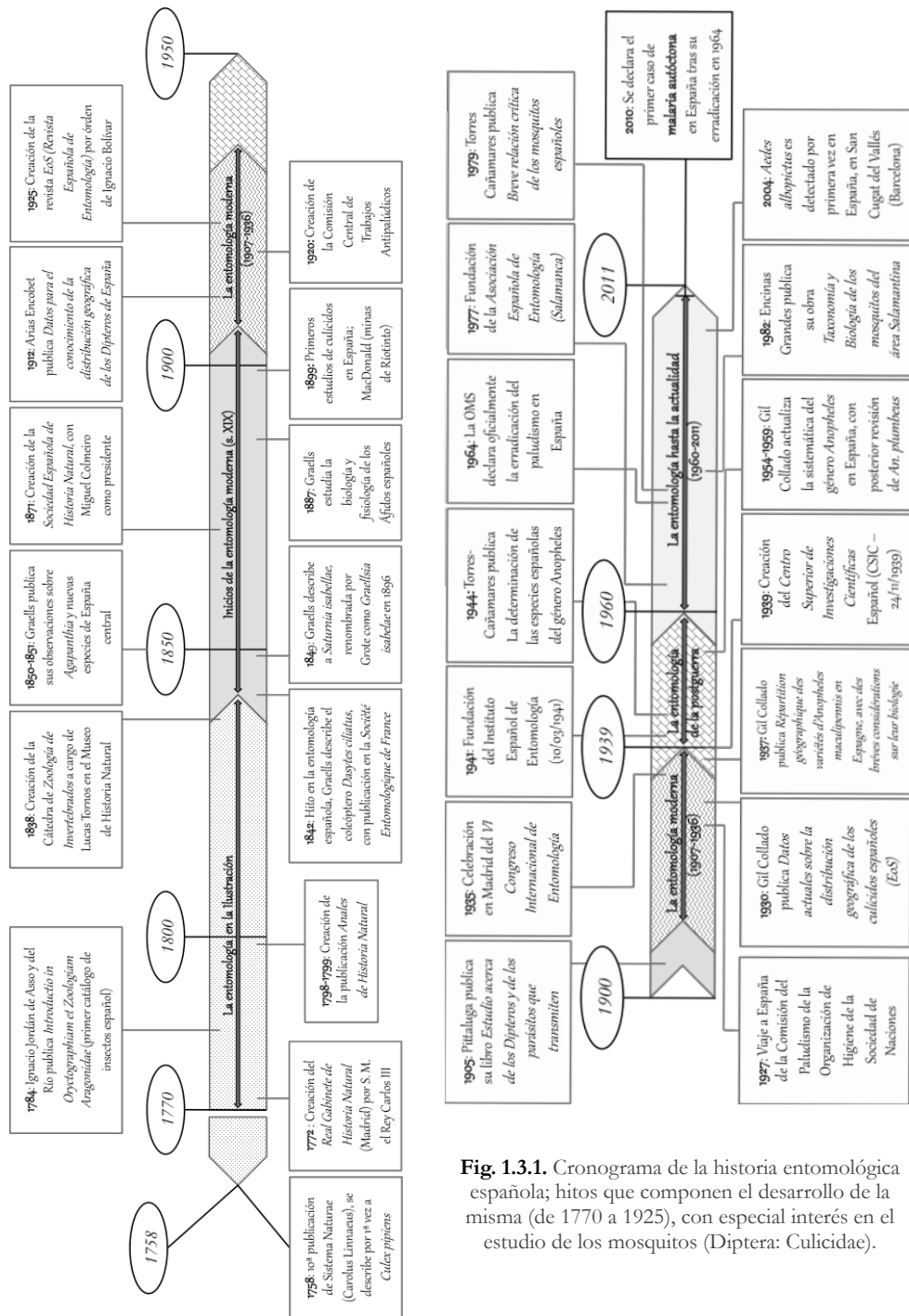


Fig. 1.3.1. Cronograma de la historia entomológica española; hitos que componen el desarrollo de la misma (de 1770 a 1925), con especial interés en el estudio de los mosquitos (Diptera: Culicidae).

En la actualidad, cabe destacar dos fechas clave en el desarrollo de la culicidología española; en primer lugar, la detección en agosto de 2004 de *Aedes albopictus* (Skuse, 1894) en Sant Cugat del Vallès (Barcelona), hecho que cambiará la visión de la Salud Pública Española por los riesgos epidemiológicos asociados que esta especie conlleva. Y en segundo lugar, en una fecha más cercana a la fecha actual y con una trascendencia similar a la anterior, la declaración del primer caso de malaria autóctona (por *Plasmodium vivax*) en octubre de 2010 en la provincia de Huesca (Olalla Peralta *et al.*, 2010). Estas dos fechas, ponen de manifiesto la necesidad de continuar con la labor investigadora desarrollada a lo largo de más de dos siglos y dirigida hacia la comprensión de la biología y ecología de los culícidos, de su relación con el ser humano y del papel activo que juegan en la Salud Pública de las sociedades humanas.

1.3.1. Cronología de los estudios sobre mosquitos en España:

Tal y como ha quedado patente, el desarrollo del conocimiento acerca de los mosquitos en España, ha estado ligado históricamente, al estudio del paludismo en nuestro país. A lo largo de los años, se han desarrollado una serie de trabajos que han permitido ir ampliando paulatinamente el listado de las especies conocidas en España. Al respecto, la última gran revisión de este listado se realizó en el año 2002 (Eritja *et al.*, 2002), recopilando un total de 65 especies diferentes de mosquitos.

En la actualidad, se consideran 64 especies válidas para España, incluyendo al territorio tanto peninsular como insular del país. Lo que a continuación se ofrece, es un índice sistemático de los mosquitos españoles, citando para cada uno de ellos la bibliografía más relevante, en orden cronológico, en cuanto a su distribución nacional se refiere, así como valoraciones, en caso de ser necesario, acerca de su estado taxonómico actual con respecto al momento histórico de su cita o captura.

Subfamilia ANOPHELINAE

Género *Anopheles* Meigen, 1818

Subgénero *Anopheles* Meigen, 1818

- I. *An. (Ano.) algeriensis* Theobald, 1903. Citado por primera vez en España en 1929 (Gil Collado, 1930a) en la localidad de Padul (Granada). En la España peninsular, su distribución se encuentra restringida a las provincias mediterráneas de Alicante, Almería, Granada, Huelva, Murcia, Teruel y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.1**). En las Islas Baleares ha sido citado en Mallorca. En cuanto a la bibliografía más relevante para esta especie, debemos destacar a Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Clavero & Olavarriá, 1944; Clavero & Romeo Viamonte, 1946; Clavero & Romeo Viamonte, 1947; Clavero & Romeo Viamonte, 1948a; Clavero, 1950; Romeo Viamonte, 1950; Senevet &

- Andarelli, 1956; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Ramsdale & Snow, 2000; Martínez *et al.*, 2001; RM, 2003; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Ruiz & Gálvez, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b; Bueno Marí *et al.*, 2011a y Ruiz *et al.*, 2011.
- II. *An. (Ano.) atroparvus* Van Thiel, 1927. Citado como tal, por primera vez en España, en 1934 bajo el nombre de *Anopheles labranchiae atroparvus* en Cáceres (posteriormente incluido dentro del *complejo maculipennis* por no diferenciarse de *An. maculipennis* s.s.). En la España peninsular ha sido citado en las provincias de Albacete, Alicante, Almería, Asturias, Ávila, Badajoz, Barcelona, Burgos, Cantabria, Cáceres, Cádiz, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, Cuenca, Gerona, Granada, Huelva, Huesca, Jaén, León, Lérida, Madrid, ¿Málaga? (cita dudosa), Murcia, Navarra, Orense, Palencia, ¿Pontevedra? (cita dudosa), La Rioja, Salamanca, Segovia, Sevilla, Soria, Tarragona, Teruel, Toledo, Valencia, Valladolid y Zamora; mientras que en la España insular se ha citado en Baleares, en Menorca y en ¿Mallorca? (cita dudosa) (**anexo I: fig. 10.1.2**). En cuanto a la bibliografía más relevante para esta especie, debemos destacar a Gil Collado, 1930a; Pittaluga *et al.*, 1932; Torres Cañamares, 1932; De Buen S & De Buen E, 1933; Gil Collado, 1933; Torres Cañamares, 1934; De Buen E, 1935; De Buen S, 1935; Gil Collado, 1935b; Hill *et al.*, 1935; Olavarriá & Hill, 1935; Rivera & Hill, 1935; Gil Collado, 1940; Clavero & Olavarriá, 1944; Lozano Morales, 1944a; Lozano Morales, 1944b; Peset Aleixandre & Romeo Viamonte, 1945; Torres Cañamares, 1945; Bermúdez, 1946; Lozano Morales, 1946; Romeo Viamonte, 1946; Lozano Morales, 1953; Gil Collado, 1954; Senevet & Andarelli, 1956; García Calder-Smith, 1966; Blázquez, 1974; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000; Cuadros *et al.*, 2002; Rodríguez Ocaña *et al.*, 2003; Ruiz & Cáceres, 2004; Demba *et al.*, 2005; Martinoy *et al.*, 2006; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010a; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010c; Sainz Elipe, 2010; Delacour *et al.*, 2011; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b; Bueno Marí *et al.*, 2012b y Pérez Bote, 2012.
- III. *An. (Ano.) claviger* (Meigen, 1804). Citado formalmente por primera vez en nuestro país en 1901 (Romeo Viamonte, 1950) en las provincias de Barcelona y Baleares, bajo el nombre de *Anopheles bifurcatus* Linnaeus, 1758. Por aquel entonces, se consideraban cinco formas de esta especie, entre las que se incluía a *An. claviger petragani*, por lo que la bibliografía citada, probablemente incluya citas del actual *Anopheles petragani*. Su distribución, únicamente peninsular,

- abarca las provincias de Asturias, Badajoz, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Cantabria, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, La Coruña, Cuenca, Granada, Huelva, Huesca, Jaén, León, Madrid, Málaga, Murcia, Navarra, Pontevedra, La Rioja, Salamanca, Segovia, Teruel, Valencia y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.4**). Entre la bibliografía más reseñable, destacar a De Buen S, 1922a; Gil Collado, 1926; DGS, 1927; Gil Collado, 1927; De Buen E, 1929a; Gil Collado, 1930a; Vidal Jordana & Del Pino y De La Vega, 1931; Gil Collado, 1932a; Torres Cañamares, 1932; Gil Collado, 1933; Jiménez Gómez & Paniagua, 1934; Maldonado Sampedro, 1934; De Buen S, 1935; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1944c; Torres Cañamares, 1945; Romeo Viamonte, 1946; Senevet & Andarelli, 1956; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979 (citado como *An. missirolii* var. *pollutus* Torres Cañamares, 1945); Encinas Grandes, 1982; Lucientes *et al.*, 1998; Ramsdale & Snow, 2000; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b; Delacour *et al.*, 2011; Bueno Marí, 2012a y Pérez Bote, 2012.
- IV. *An. (Ano.) hyrcanus* (Pallas, 1771). Existe una gran controversia respecto a la primera cita de esta especie en España, puesto que la primera referencia sobre la captura de la misma (en 1901) se produce en 1911 como *Anopheles pseudopictus* Grassi, 1899 (Pittaluga *et al.*, 1911). No obstante, Romeo Viamonte afirma en su “Breve relación crítica de los mosquitos españoles” (Romeo Viamonte, 1979) que dicha captura se produce en 1911, probablemente al copiar erróneamente la referencia que obtuvo de una publicación de Gil Collado en 1930 (Gil Collado, 1930a), a pesar de que existen referencias bibliográficas previas a la fecha indicada por el investigador. Su distribución en la Península Ibérica ha quedado relegada históricamente a las provincias de Barcelona, Huesca, Teruel y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.5**). De entre las referencias bibliográficas más relevantes para esta especie, debemos destacar a Pittaluga *et al.*, 1911; DGS, 1927; Gil Collado, 1927; Gil Collado, 1930a; Elvira, 1931; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Romeo Viamonte, 1950; Senevet & Andarelli, 1956; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982 y Ramsdale & Snow, 2000.
- V. *An (Ano.) labranchiae* Falleroni 1926. La primera cita de esta especie en España data de 1933 (Gil Collado, 1933) en Alicante como *Anopheles maculipennis labranchiae*, quedando su distribución relegada a las provincias mediterráneas de Alicante y Murcia (**anexo I: fig. 10.1.6**). Entre la bibliografía más destacable reseñar a Torres Cañamares, 1932; Gil Collado, 1933; De Buen E & Gil Collado, 1935; De Buen S, 1935; Gil Collado, 1935b; Gil Collado, 1937; Gil Collado, 1940; Clavero & Olavarria, 1944; Clavero, 1947; Romeo Viamonte, 1950; Gil Collado,

1954; Senevet & Andarelli, 1956; Torres Cañamares, 1979; Blázquez & Zulueta, 1980; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Bueno Marí 2011.

- VI. *An. (Ano.) maculipennis* Meigen, 1818. La primera referencia española de esta especie se produce en 1899, por cuenta del médico inglés Ian MacDonald en Punta Unmbria (Huelva). No obstante, la taxonomía y sistemática de esta especie durante la primera mitad del s. XX, resultaba confusa y poco precisa, por lo que se consideraba a *An. maculipennis* como un complejo multiespecífico en el que se incluían diferentes especies. A partir de 1931, se inician una serie de estudios (Martini, Missiroli & Hackett, 1931; De Buck, Schoute & Swellengrebel, 1934; Hackett & Missiroli, 1935; Hackett, 1937; Bates 1939) que culminarán, en 1940, con la disgregación del complejo en ocho especies diferenciadas: *Anopheles maculipennis maculipennis* Meigen, 1818; *Anopheles messae* Falleroni, 1926; *Anopheles melanoon melanoon* Hackett, 1934; *Anopheles melanoon subalpinus* Hackett & Lewis, 1935; *Anopheles labranchiae labranchiae* Falleroni, 1926; *Anopheles labranchiae atroparvus* Van Thiel, 1927; *Anopheles sacharovi* Favre, 1903 y *Anopheles occidentalis* Dyar & Knab, 1906 (Bates, 1940). La información actual referente a esta especie en España, recoge los datos referentes tanto al periodo anterior a su disgregación como complejo multiespecífico, como al periodo posterior (considerada como *An. maculipennis sensu stricto*). Su distribución geográfica como complejo de especies se extendía a lo largo de las provincias de Asturias, Ávila, Badajoz, Baleares, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Cantabria, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, Gerona, Granada, Guadalajara, Guipúzcoa, León, Lérida, Lugo, Huelva, Huesca, Jaén, Madrid, Málaga, Navarra, Orense, Palencia, Pontevedra, Salamanca, Sevilla, Tarragona, Teruel, Toledo, Valencia y Valladolid (**anexo I: fig. 10.1.7**). Sin embargo, tras la división del complejo en sus especies constituyentes, la distribución geográfica de *An. maculipennis sensu stricto*, ha quedado reducida a las provincias de Alicante, Asturias, Cantabria, La Coruña, Castellón, Guadalajara, Guipúzcoa, Huesca, León, Lérida, Lugo, Orense, Palencia, Pontevedra, La Rioja, Tarragona y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.8**). En cuanto a la bibliografía más relevante a considerar, destacar a Pittaluga, 1903*; Pittaluga, 1905*; Pittaluga *et al.*, 1911*; Arias Encobet, 1912*; Pittaluga, 1918*; De Buen S, 1922b*; De Buen S, 1923*; Pittaluga, 1923*; De Buen S & Luengo, 1924*; Palanca, 1925*; Gil Collado, 1926*; De Buen S & De Buen E, 1927*; DGS, 1927*; Gil Collado, 1927*; De Buen E, 1928*; De Buen E, 1929a*; De Buen E, 1929b*; Gil Collado, 1929*; Pittaluga *et al.*, 1929*; De Buen E, 1930*; De Buen S & De Buen E, 1930*; Díaz Flores & Gil Collado, 1930*; Elvira, 1930*; Gil Collado, 1930a*; Gil Collado, 1930b*; De Buen E, 1931*; De Buen E, 1932*; Gil Collado, 1932b*; Pittaluga *et*

al., 1932*; Torres Cañamares, 1932*; De Buen S & De Buen E, 1933*; Gil Collado & Niño Astudillo, 1933*; De la Cámara, 1934*; Gil Collado & Cartaña Castella, 1934*; Maldonado Sampedro, 1934*; Torres Cañamares, 1934*; De Buen S, 1935*; Gil Collado, 1937*; Prada, 1945*; Romeo Viamonte, 1946*; Margalef, 1948*; Clavero, 1950*; Romeo Viamonte, 1950*; Gil Collado, 1954*; Senevet & Andarelli, 1954*; Torres Cañamares 1979*; Encinas Grandes, 1982*; Eritja *et al.*, 2000*; Ramsdale & Snow, 2000*; Eritja *et al.*, 2002*; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008*; Aranda *et al.*, 2009*; Bueno Marí *et al.*, 2009*; Aranda, 2010*; Bueno Marí, 2010*; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b*; Delacour *et al.*, 2011*; Ruiz *et al.*, 2011*; Bueno Marí, 2012a* y Bueno Marí, 2012b*.

* Citas que siguen la nomenclatura para *An. maculipennis* previa a la desintegración como complejo de especies.

** Citas que siguen, en al menos una especie, la nomenclatura propuesta para la disgregación de *An. maculipennis* como complejo de especies.

VII. *An. (Ano.) marteri* Senevet & Prunelle, 1927. La primera cita para esta especie en España, se produce en 1943 (Torres Cañamares, 1944b), en Diezma (Granada). Solamente ha sido citada en la España Peninsular, concretamente en las provincias de Castellón, Cuenca, Granada, Jaén y Murcia (**anexo I: fig. 10.1.9**). Se publicó su presencia en 2008 en la provincia de Valencia, pero se ha constatado que fue debido a una confusión con *An. algeriensis* (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008). Entre las referencias bibliográficas de mayor relevancia, cabe destacar a Torres Cañamares, 1944b; Torres Cañamares, 1945; Torres Cañamares, 1946; Clavero, 1950; Romeo Viamonte, 1950; Senevet & Andarelli, 1956; Torres Cañamares, 1957; Torres Cañamares, 1979*; Encinas Grandes, 1982; Ramsdale & Snow, 2000; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008; Bueno Marí *et al.*, 2009; Bueno Marí, 2010 y Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b.

*Como *An. marteri var. conquensis* Torres Cañamares, 1946.

VIII. *An. (Ano.) melanoon* Hackett, 1934. La primera referencia de esta especie es imprecisa, debido a las divergencias morfológicas con ciertas variedades consideradas. Parece ser, según Torres Cañamares (1979), que los primeros hallazgos de la misma son debidos a Gil Collado (1940), afirmación previamente aseverada por Romeo Viamonte (1950), que había considerado estas capturas como la forma de *Anopheles melanoon var. subalpinus*, en una fecha anterior a 1937. *An. melanoon*, ha sido citada en España en las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Tarragona y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.10**); si bien es cierto que, en la actualidad, la variedad *subalpinus* se considera como altamente dudosa en nuestro país. Entre las referencias bibliográficas de mayor importancia, mencionar a

- Hacket & Lewis, 1935; De Buen S, 1935; Gil Collado, 1937; Gil Collado, 1940; Romeo Viamonte, 1950; Gil Collado, 1954; Senevet & Andarelli, 1956; García Calder-Smith, 1966; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.
- IX. *An. (Ano.) petraghani* Del Vecchio, 1939. Citado como tal por primera vez en nuestro país en 1982, puesto que anteriormente se incluía sistemáticamente dentro del *complejo claviger*. Se tienen referencias de las provincias de Alicante, Badajoz, Baleares, Castellón, Cuenca, Gerona, Huesca, León, La Rioja, Salamanca, Teruel y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.12**). Como bibliografía más importante acerca de su distribución mencionar a Torres Cañamares, 1945; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Aranda *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000; Martinoy *et al.*, 2006; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008; Bueno Marí *et al.*, 2009; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b y Pérez Bote, 2012.
- X. *An. (Ano.) plumbeus* Stephens, 1828. Especie citada por primera vez en España en El Escorial (Madrid) en 1909, como *Anopheles nigripes* Staeger, 1839. Al igual que el resto de especies arborícolas, se tienen muy pocos datos sobre su distribución geográfica, que en la actualidad abarca las provincias de Asturias, Barcelona, ¿Cádiz? (cita dudosa), Cuenca, Gerona, Huelva, Madrid, Salamanca, Valencia y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1**). Como referentes bibliográficos citar a Arias Encobet, 1912; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1950; Romeo Viamonte, 1950; Senevet & Andarelli, 1954; Gil Collado, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Sánchez Covisa *et al.*, 1979; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Lucientes *et al.*, 1998; Ramsdale & Snow, 2000; Martinoy *et al.*, 2006; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b y Bueno Marí 2011.

Subgénero *Cellia* Theobald, 1902

- XI. *An. (Cel.) cinereus hispaniola* (Theobald, 1903). Citado formalmente por primera vez en nuestro país en Río Tinto (Huelva), en 1901, por los Drs. McDonald y Theobald, bajo el nombre de *Myzomyia hispaniola* Theobald, 1903. Ha sido citada durante muchos años como *Anopheles hispaniola*, hasta su ubicación taxonómica como subespecie de *An. cinereus*. En España, se distribuye entre las provincias de Alicante, Almería, Ávila, Badajoz, Cáceres, Cádiz, Canarias, Ciudad Real, Córdoba, Cuenca, Granada, Huelva, Jaén, Madrid, Málaga, Murcia y Sevilla (**anexo I: fig. 10.1.3**). Como principales referencias bibliográficas, citar a

- McDonald, 1900; Theobald, 1903; Arias Encobet, 1912; Gil Collado, 1927; De Buen E, 1929a; Christophers, 1929; Gil Collado, 1930a; Díaz Flores & Gil Collado, 1932; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Jiménez Gómez & Paniagua, 1934; Maldonado Sampedro, 1934; De Buen S, 1935; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1944b; Clavero & Romeo Viamonte, 1945; Contreras Poza, 1945; García Sastre, 1945; Torres Cañamares, 1945; Fernández, 1946; Romeo Viamonte, 1946; Fernández, 1947; Clavero, 1950; Romeo Viamonte, 1950; Fernández, 1951; Senevet & Andarelli, 1954; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Báez, 1987; Báez, 1988; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcibar *et al.*, 2006a y Melero Alcibar *et al.*, 2008.
- XII. *An. (Cel.) multicolor* Cambouliou, 1902. Citado por primera vez en España en 1946 (Clavero & Romeo Viamonte, 1946) en la Rambla Salada (Murcia). Su distribución en territorio nacional abarca las provincias de Almería, Canarias y Murcia (**anexo I: fig. 10.1.11**), aunque la falta de referencias recientes hace suponer a los entomólogos que fue erradicado en la España peninsular como consecuencia de las campañas de control del paludismo (Ramsdale & Snow, 2000), no así en las Islas Canarias, cuya última cita data de 1980 (Báez & Fernández, 1980). Entre la bibliografía más relevante referente a esta especie, debemos señalar a Edwards, 1921; Christophers, 1929; Clavero & Romeo Viamonte, 1946; Fernández, 1947; Domínguez & Domínguez, 1948; Clavero, 1950; Romeo Viamonte, 1950; Senevet & Andarelli, 1954; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Báez, 1987; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.
- XIII. *An. (Cel.) sergentii* (Theobald, 1907). Citada por primera vez en la España insular (Canarias) en 1929 (Christophers, 1929) como *Myzomyia sergentii*. Desde entonces, solo ha sido citada en las islas (**anexo I: fig. 10.1.14**), no habiéndose detectado nunca en la península. Entre la bibliografía más destacada, citar a Christophers, 1929; Fernández, 1946; Romeo Viamonte, 1946; Fernández, 1947; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.
- XIV. *An. (Cel.) subalpinus* Hackett & Lewis, 1935. Tal y como se ha comentado al hacer referencia a la especie *An. melanoon*, la presencia en España de la variedad considerada como *subalpinus*, es altamente dudosa, a pesar de haber sido citada como tal en nuestro país (Gil Collado, 1937; Romeo Viamonte, 1950). No obstante, los estudios más recientes determinan que ambas especies son la misma, con un elevado grado de polimorfismo en los caracteres taxonómicos

determinantes (Linton *et al.*, 2002). Así pues, en adelante se considerará a *An. subalpinus* como sinonimia de *An. melanoon* (WRBU, 2011).

XV. *An. (Cel.) superpictus* Grassi, 1899. Citada por primera vez en España en Huelva por MacDonald (1901) y, posteriormente en Córdoba y Murcia por De Buen (1925) y Peralbo (1925), bajo el nombre de *Anopheles pictus* Loew, 1845, aunque también ha sido citada como *Myzomyia superpictus* (Romeo Viamonte, 1950). A pesar de quedar incluida en esta revisión, debemos comentar que según Romeo Viamonte (1950), Torres Cañamares (1979), Encinas Grandes (1982) y Ramsdale & Snow (2000), se trata de una identificación errónea de *An. hispaniola* (*An. cinereus hispaniola* en la actualidad) descrita por Gil Collado (1939a). Aún así, algunos autores parecen aceptar la cita de Murcia, teniendo en cuenta el clima local y la cita de la especie en Córcega y Sicilia (Torres Cañamares, 1979). Por lo tanto, y dejando de lado las consideraciones anteriores, *An. superpictus* ha sido citado en las provincias de Canarias, Córdoba, Huelva y Murcia (**anexo I: fig. 10.1.15**). Entre la bibliografía de mayor interés, destacar a MacDonald, 1900; Pittaluga *et al.*, 1911; DGS, 1927; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Romeo Viamonte, 1950; Fernández, 1951; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.

Subfamilia CULICINAE

Tribu Aedini

Género *Aedes* Meigen, 1818

Subgénero *Aedes* Meigen, 1818

XVI. *Aedes (Ads.) geminus* Peus, 1970. Especie citada por primera vez en nuestro país en el primer gran catálogo de culícidos españoles (Arias Encobet, 1912), bajo el nombre de *Culex pipiens* var. *cialiaris* (Bueno Marí, 2010). Posteriormente, no se han producido nuevas citas de *Ae. geminus* en territorio nacional hasta el año 2004 (Melero Alcívar, 2004a), sino que ha sido citado como *Aedes cinereus* Meigen, 1818 (Clavero, 1946), al capturarse ejemplares de la susodicha especie en Rascafría (Madrid) en 1945. Sin embargo, han sido varios los autores que sostienen que éstas deben considerarse como *Ae. geminus*, debido a la naturaleza del material estudiado por aquel entonces, siendo poblaciones larvarias, en las cuales se considera imposible la diferenciación taxonómica, requiriéndose para ello el gonostilo del hipópigeo masculino (Peus, 1970 en Encinas Grandes, 1982; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2002). Por lo tanto, en la presente tesis, se ha considerado como válidas las citas referentes a esta

última especie, cuya distribución nacional abarca únicamente la provincia de Madrid (**anexo I: fig. 10.1.16**). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Clavero, 1946; Estellés & Mulero, 1949; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Melero Alcívar, 2004a.

Subgénero *Aedimorphus* Theobald, 1903

XVII. *Ae. (Adm.) vexans* (Meigen, 1830). Al igual que la especie anterior, *Ae. vexans* fue incluido en el catálogo de Arias Encobet (1912), al haber sido capturado en la localidad de San Fernando (Cádiz) en 1909. Su distribución abarca las provincias de Baleares, Barcelona, Cádiz, Cantabria, Castellón, La Coruña, Huelva, Gerona, Granada, León, Madrid, Málaga, Navarra, Orense, Pontevedra, Salamanca, Segovia, Teruel, Valencia y Valladolid (**anexo I: fig. 10.1.17**). Entre la bibliografía más relevante, cabe destacar a Arias Encobet, 1912; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Clavero, 1945; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Aranda *et al.*, 1998; Pérez Sánchez *et al.*, 1989; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar, 2004a; Martinoy *et al.*, 2006; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Delacour *et al.*, 2011; García Bocanegra *et al.*, 2011 y Ruiz *et al.*, 2011.

Subgénero *Fredwardsius* Reinert 2000

XVIII. *Ae. (Fre.) vittatus* (Bigot, 1861). Especie citada por primera vez en España en 1925, en Alcolea (Córdoba) por Sadí de Buen (Gil Collado, 1930a). Hasta la actualidad, *Ae. vittatus*, ha sido citado en las provincias de Alicante, Baleares, Barcelona, Cáceres, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, Gerona, Jaén, Salamanca y Segovia (**anexo I: fig. 10.1.18**). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Maldonado Sampedro, 1934; Gil Collado, 1935a; Gil Collado, 1935b; Nájera Angulo, 1935; Clavero, 1946; Torres Cañamares, 1951b; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006; Melero Alcívar, 2006; Bueno Marí, 2010 y Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010e.

Subgénero *Stegomyia* Theobald, 1901

XIX. *Ae. (Stg.) aegypti* (Linnaeus, 1762). Reflejado ya en la primera gran recopilación de los mosquitos españoles (Arias Encobet, 1912), esta especie ha sido reintroducida en numerosas ocasiones en nuestro país, por lo que sus citas han sido relativamente frecuentes desde su primera referencia en 1899 en Gibraltar (Eritja *et al.*, 2002). Su distribución nacional abarca tanto el ámbito peninsular

como insular, teniéndose constancia de su presencia en las provincias de Alicante, Badajoz, Baleares, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Canarias, Huelva, Huesca, Granada, Málaga, Murcia y Tarragona (**anexo I: fig. 10.1.19**). Como bibliografía más destacable, mencionar a Pittaluga, 1905; Arias Encobet, 1911; Arias Encobet, 1912; Pittaluga, 1912; Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Elvira, 1930; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Maldonado Sampedro, 1934; Gil Collado, 1935b; Nájera Angulo, 1935; Clavero, 1946; Fernández, 1947; Clavero, 1950; Fernández, 1951; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Melero Alcibar, 2004a.

- XX. *Ae. (Stg.) albopictus* (Skuse, 1894). *Ae. albopictus* es una especie alóctona de procedencia asiática, de reciente adición al catálogo nacional de mosquitos, cuya primera cita en nuestro país data del año 2004, en la localidad de San Cugat del Vallés (Barcelona) (Aranda *et al.*, 2006). Desde entonces, y fruto del programa estatal de seguimiento de la especie, ha sido detectado a lo largo de la costa mediterránea, concretamente en las provincias de Alicante, Barcelona, Castellón, Gerona, Lérida, Murcia y Tarragona (**anexo I: fig. 10.1.20**); en un proceso expansivo ininterrumpido desde su primera detección. Entre la bibliografía más relevante referente a esta especie, debemos destacar a Aranda *et al.*, 2006; Roiz *et al.*, 2007b; Roiz *et al.*, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Delacour *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010a; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010d; Delacour *et al.*, 2010; Collantes & Delgado, 2011.

Género *Ochlerotatus* Lynch Arribalzaga, 1891

Subgénero *Finlaya* Theobald, 1903

- XXI. *Oc. (Fin.) eatoni* (Edwards, 1920). Citada por primera vez en España en 1946 en Las Mercedes (Tenerife), bajo el nombre de *Aedes eatoni* (Clavero, 1946). Desde entonces, únicamente ha sido citada en territorio canario (**anexo I: fig. 10.1.21**). Entre la bibliografía que merece mención especial, destacan Clavero, 1946; Clavero, 1947; Fernández, 1947; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Báez, 1987; Báez, 1988; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.

- XXII. *Oc. (Fin.) echinus* (Edwards, 1920). La primera referencia española acerca de esta especie data de 1929, en la localidad de Peraleda de la Mata (Cáceres). Desde entonces, se tiene constancia de su presencia en las provincias de Alicante, Ávila, Barcelona, Cáceres, Córdoba, Cuenca, Madrid, ¿Salamanca? (cita dudosa), Valencia y Zamora (**anexo I: fig. 10.1.22**). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Seguy, 1924; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Nájera, Angulo,

1935; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Gil Collado, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Sánchez Covisa *et al.*, 1985; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Bueno Marí, 2010 y Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b.

XXIII. *Oc. (Fin.) geniculatus* (Olivier, 1791). Especie citada por primera vez en España en Madrid en 1909 (Clavero, 1946), como *Culex ornatus* (Theobald, 1905), por lo que queda así recogida en el catálogo original de Arias Encobet de 1912. Su distribución actual está repartida entre las provincias de Alicante, Cáceres, Cádiz, Cuenca, Gerona, Huelva, Madrid, Salamanca, Valencia y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.23**). Entre las referencias bibliográficas, merecen especial mención Arias Encobet, 1912; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Gil Collado, 1959; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Lucientes *et al.*, 1998; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010 y Bueno Marí, 2010.

XXIV. *Oc. (Fin.) gilcolladoi* (Sánchez-Covisa, Rodríguez & Guillén, 1985). Especie descrita por primera vez en Madrid como nueva para la ciencia en 1985. Desde entonces ha sido citado en las provincias de Huelva, Madrid y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.24**). Entre la bibliografía publicada hasta la fecha, destacar a Sánchez Covisa, 1985; Sánchez Covisa *et al.*, 1985; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar & Molina, 2007 y Bueno Marí, 2010.

Subgénero *Ochlerotatus* Lynch Arribalzaga, 1891

XXV. *Oc. (Och.) berlandi* (Séguy, 1921). Especie citada por primera vez en España en 1945, en Fresnedilla (Madrid), bajo el nombre de *Aedes longitubus*. Posteriormente, ha sido citada en las provincias de Ávila, Cáceres, Córdoba, Cuenca, Madrid, Salamanca y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.25**). Entre la bibliografía más destacable, señalar a Clavero, 1945; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Gil Collado, 1959; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Bueno Marí, 2010.

XXVI. *Oc. (Och.) cantans* (Meigen, 1818). *Oc. cantans* fue citado por primera vez en nuestro país en 1945, en Rascafría (Madrid) (Clavero, 1945); siendo una de las especies con menor representación en el conjunto de la familia Culicidae española. Su distribución geográfica conocida, únicamente abarca las provincias de Madrid y Salamanca (**anexo I: fig. 10.1.**). Entre la bibliografía más relevante, citar a Clavero, 1945; Clavero, 1946; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes,

1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero & Salom, 2003 y Melero Alcibar, 2004a.

XXVII. *Oc. (Och.) caspius* (Pallas, 1771). La primera referencia española de esta especie data de 1912, en la región meridional de nuestro país, sin precisar localidad o provincia, por lo que queda recogida en el catálogo de Arias Encobet, pero bajo el nombre de *Grabhamia willcocksii*. No obstante, algunos autores afirman que es común su presencia en las zonas de costa donde las aguas presentan una elevada salinidad (Gil Collado, 1930a). Se tiene constancia de su presencia en las provincias de Albacete, Alicante, Almería, Badajoz, Baleares, Barcelona, Cádiz, Canarias, Cantabria, Castellón, La Coruña, Cuenca, Gerona, Granada, Guipúzcoa, Huelva, Huesca, Jaén, León, Madrid, Málaga, Murcia, Navarra, Pontevedra, La Rioja, Salamanca, Sevilla, Tarragona, Teruel, Valencia, Valladolid y Zamora (**anexo I: fig. 10.1.27**). Entre la bibliografía más destacable, mencionar a Arias Encobet, 1912; Seguy, 1921; Gil Collado, 1927; Christophers, 1929; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Nájera Angulo, 1935; Frey, 1936; Clavero & Olavarría, 1944; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Rioux, 1958; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; González *et al.*, 1983; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Aranda *et al.*, 1998; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; RM, 2003; Melero Alcibar, 2004a; Ruiz & Cáceres, 2004; Demba *et al.*, 2005; Martinoy *et al.*, 2006; Melero Alcibar *et al.*, 2006b; Melero Alcibar *et al.*, 2006c; Roiz *et al.*, 2007a; Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Ruiz *et al.*, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Ruiz & Gálvez, 2010; Sainz Elipe, 2010; Delacour *et al.*, 2011; García Bocanegra *et al.*, 2011; Ruiz *et al.*, 2011; Alarcón Elbal *et al.*, 2012; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b; Bueno Marí *et al.*, 2012b y Pérez Bote, 2012.

XXVIII. *Oc. (Och.) cataphylla* Dyar, 1916. Especie citada por primera vez en España en 1944 (Clavero, 1946) en Mariana (Cuenca) por Torres Cañamares. Su distribución conocida ha quedado relegada a esta provincia (**anexo I: fig. 10.1.28**), no conociéndose ninguna cita adicional de la especie en otra región española. Como bibliografía de referencia, mencionar a Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.

XXIX. *Oc. (Och.) detritus* (Haliday, 1833). Especie citada por primera vez en nuestro país en 1928, en Santander (Clavero, 1946). En la actualidad, se distribuye entre las provincias de Alicante, Almería, Badajoz, Cádiz, ¿Canarias? (cita dudosa), Cantabria, Castellón, Gerona, Guipúzcoa, Huelva, Murcia y Valencia (**anexo I:**

fig. 10.1.29). Entre las referencias bibliográficas más relevantes, destacar a Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Nájera Angulo, 1935; Clavero, 1946; Contreras Poza, 1971; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; RM, 2003; Ruiz & Cáceres, 2004; Martinoy *et al.*, 2006; Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Ruiz & Gálvez, 2010 y Pérez Bote, 2012.

XXX. *Oc. (Och.) dorsalis* (Meigen, 1830). La inclusión de *Oc. dorsalis* en el catálogo de culicidos españoles ha sido, desde su primera cita en Barcelona en 1990 (Curto, 1990), bastante controvertida. En la actualidad, únicamente se tiene constancia de dos capturas de la especie, la primera referente a la primera cita española en la región catalana y la segunda, en la provincia de Cádiz frontera con Málaga (Ruiz & Cáceres, 2004; García Bocanegra *et al.*, 2011) (**anexo I: fig. 10.1.30**). No obstante, su compleja determinación taxonómica y la presencia constatada en el sur de Francia (Rioux, 1958), apoyan su inclusión en esta revisión. Así pues, la distribución actual considerada para *Oc. dorsalis* en territorio nacional abarca las provincias de Barcelona y Cádiz. Entre la bibliografía a destacar, mencionar a Curto, 1990; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Ruiz & Cáceres, 2004 y García Bocanegra *et al.*, 2011.

XXXI. *Oc. (Och.) flavescens* (Muller, 1764). La primera cita de esta especie se produce en Huéllamo (Cuenca) en 1944 (Clavero, 1946). Su distribución nacional abarca las provincias de Cuenca, Salamanca, Teruel y Valladolid (**anexo I: fig. 10.1.31**). Entre la bibliografía más importante, destacar a Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Encinas Grandes, 1978; Encinas Grandes, 1979; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Ruiz *et al.*, 2011.

XXXII. *Oc. (Och.) leucomelas* (Meigen, 1804). La primera cita de esta especie data de 1934, en Madrid, atribuida a Gil Collado (Clavero, 1946). Desde entonces, ha sido citada en las provincias de Cuenca, Madrid y Salamanca (**anexo I: fig. 10.1.32**). Entre la bibliografía de mayor relevancia, destacar a Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Melero Alcívar, 2004a.

XXXIII. *Oc. (Och.) mariae* (Sergent & Sergent, 1903). La primera cita de *Oc. mariae* en España se produjo en Gibraleón (Huelva), bajo el nombre de *Aedes mariae* var. *zammitii* Theobald, a cargo de Gil Collado en 1930. No obstante, aunque esta

variedad de la especie fue considerada como sinonimia de *Oc. mariae* s.s. (Rioux, 1958; Stone *et al.*, 1959), un tiempo después sería elevada a la categoría de especie (Coluzzi & Bullini, 1971; Knight & Stone, 1977), constituyendo una especie propia del Mediterráneo Oriental; en contraposición a *Oc. mariae* s.s., que constituiría el vicariante Occidental. Tras estas apreciaciones, comentar que existen autores que sostienen que las citas españolas deberían ser consideradas como *Oc. mariae* s.s. (Eritja *et al.*, 2002), sobre todo considerando las localidades citadas, situadas en la costa Atlántica española (Huelva y Santander) y que también es considerada como tal en Portugal (Ribeiro *et al.*, 1988; Ribeiro & Da Cunha Ramos, 1999). Posteriormente, se han producido nuevos hallazgos que parecen confirmar de forma fehaciente la presencia de *Oc. mariae* s.s. en España, ampliando además la distribución geográfica de la especie, que en la actualidad, abarca tanto territorio insular como peninsular. Así pues, la distribución actual acoge las provincias de Baleares, Cantabria, Gerona, Huelva, Murcia y Tarragona (**anexo I: fig. 10.1.33**). Entre las referencias bibliográficas más relevantes, destacar a Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Nájera Angulo, 1935; Clavero, 1946; Remmert, 1953; Rioux, 1958; Torres Cañamares, 1979; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006 y Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011b.

XXXIV. *Oc. (Och.) pulcritarsis* (Rondani, 1872). La primera cita de esta especie en España data de 1929, en Peraleda de la Mata (Cáceres) (Gil Collado, 1930a). Su distribución geográfica abarca las provincias de Baleares, Barcelona, Cáceres, Jaén, Madrid, Salamanca y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.34**). Entre las referencias bibliográficas de mayor relevancia, destacar a Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Nájera Angulo, 1935; Clavero, 1946; Gil Collado, 1959; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Melero Alcibar *et al.*, 2006c; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010 y Bueno Marí, 2010.

XXXV. *Oc. (Och.) pullatus* (Coquillett, 1904). La primera cita española de esta especie data del año 1948, atribuida a Margalef en el Pirineo de la Cerdeña (Cerdeña Catalana, Pirineo Catalán). Posteriormente, ha sido citada a lo largo de todo el Pirineo, Andorra, la provincia de Cuenca y Pontevedra (**anexo I: fig. 10.1.35**), siempre a elevadas altitudes (por encima de los 1500 m) (Torres Cañamares, 1979). A pesar de que existen pocas referencias bibliográficas, de entre las más importantes, destacar a Margalef, 1948; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.

XXXVI. *Oc. (Och.) punctor* (Kirby, 1837). Especie citada por primera vez en España en 1945, en la localidad de San Rafael (Segovia) (Clavero, 1945). Ha sido descrita como una especie típicamente orofílica, cuyas capturas se han producido siempre

a elevadas altitudes, por encima de los 1500 metros. Su distribución geográfica acoge las provincias de Madrid, Salamanca, Segovia y Teruel (**anexo I: fig. 10.1.36**). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Clavero, 1945; Clavero, 1946; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Melero Alcívar, 2004a.

XXXVII. *Oc. (Och.) sticticus* (Meigen, 1838). *Oc. sticticus* fue citado por primera vez en España en 1982, material recopilado en la tesis doctoral de Encinas Grandes, acerca de los mosquitos del área Salmantina. La biología de la especie, cuyos huevos presentan una elevada resistencia a la desecación, de hasta cinco años según el propio autor, explica las escasas citas de la especie hasta la actualidad. La misma, ha sido citada únicamente en las provincias de Salamanca y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.37**), con lapsos temporales de casi 30 años de diferencia. Entre la bibliografía más relevante, destacar a Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Ruiz Arrondo *et al.*, 2010.

XXXVIII. *Oc. (Och.) surcoufi* Theobald, 1912 = *excrucians* (Walker, 1856). Especie citada por primera vez en España en 1943, en la localidad de Mariana (Cuenca) (Clavero, 1946), bajo el nombre de *Aedes excrucians* Walker, 1856. Ello es debido a que *Oc. surcoufi* fue recuperado como sinonimia de *Ae. excrucians* (Knight, 1978), denominación que se aplica actualmente al miembro europeo del complejo *excrucians*. Esta modificación está contemplada como un simple cambio de nombre, por lo que se procedió a la sustitución de las citas originales de *Ae. excrucians* por *Ae. surcoufi* (en un primer momento) y por *Oc. surcoufi* tras la reordenación taxonómica del género *Aedes* llevada a cabo por Reinert (2000). Actualmente, la distribución geográfica reconocida para esta especie acoge las provincias de Cuenca, Madrid, Salamanca y Valladolid (**anexo I: fig. 10.1.38**). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Encinas Grandes, 1978; Encinas Grandes, 1979; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Melero Alcívar, 2004a.

XXXIX. *Oc. (Och.) zammitii* (Theobald, 1903). La controversia acerca de la correcta cita de esta especie en territorio español, ha sido expuesta en la descripción de *Oc. mariae* s.s., al haber sido considerada como sinonimia de ésta hasta ser elevada al rango de especie con valor propio (Knight & Stone, 1977). No obstante lo expuesto con anterioridad, hemos considerado pertinente su inclusión en la presente revisión del catálogo español de culícidos, dada la creencia por parte de ciertos autores, de que es posible la diferenciación taxonómica de las poblaciones alopátricas en base a caracteres morfológicos y biométricos (Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982). Al respecto,

Encinas Grandes (1982) sostiene que su distribución sería fundamentalmente atlántica (Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Clavero, 1946), aunque es probable que se hallan producido capturas en Cataluña (Gutsevich *et al.*, 1971). Estos mismos autores circunscriben su distribución geográfica a las provincias de Cantabria y Huelva (**anexo I: fig. 10.1.39**), coincidiendo con las citas descritas para *Oc. mariae* var. *zammittii*. Sin embargo, otra corriente de pensamiento (Eritja *et al.*, 2002) sostiene que la presencia de esta especie en España es altamente dudosa, al remarcar que la cita de Santander está basada en tan sólo 3 ejemplares adultos (Clavero, 1946) y los datos de la cita de Huelva se desconocen (Gil Collado, 1932a); argumentación reforzada por el hecho de que esta especie no ha sido citada en Portugal (Ribeiro & Da Cunha Ramos, 1999). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Clavero, 1946; Gutsevich *et al.*, 1971; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 y Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011b.

Subgénero *Rusticoidus* Shevchenko & Prudkina, 1973

XL. *Oc. (Rus.) quasirusticus* Torres Cañamares, 1951. Especie citada y descrita como nueva para la ciencia por Torres Cañamares (1951a) en 1951, a partir de material procedente de Majadas (Cuenca). Posteriormente, ha sido citada en diversos lugares del territorio nacional, hasta el punto de ser considerada como una especie *ampliamente distribuida por la España peninsular* según palabras de su propio descubridor (Torres Cañamares, 1979). Así pues, su distribución geográfica abarca las provincias de Ávila, Burgos, Cáceres, Cantabria, Cuenca, Huelva, Madrid, Salamanca y Segovia (**anexo I: fig. 10.1.40**). Entre las referencias bibliográficas más importantes, mencionar a Torres Cañamares, 1951b; Mattingly, 1955b; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Jordá Llona *et al.*, 1993; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar & Salom, 2002; Melero Alcívar, 2004a y Melero Alcívar, 2004b.

XLI. *Oc. (Rus.) refiki* Medschid, 1928. La primera cita de esta especie en España se produjo en 1944 (Torres Cañamares, 1944b), en las lagunas de Mariana (Cuenca). Posteriormente, ha sido citada en las provincias de Burgos, Cáceres, Cuenca, Salamanca y Segovia (Torres Cañamares, 1979) (**anexo I: fig. 10.1.41**). Entre la bibliografía de mayor relevancia para esta especie, destacar a Torres Cañamares, 1944b; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.

XLII. *Oc. (Rus.) rusticus* (Rossi, 1790). La primera cita española de esta especie data de 1924, en la localidad de Villalba (Madrid). Es considerada por diversos autores como una especie bien representada en el territorio español, cuya distribución

geográfica acoge las provincias de Ávila, Cáceres, Gerona, Madrid, Salamanca, Segovia, Toledo y Valladolid (**anexo I: fig. 10.1.42**). Entre las referencias bibliográficas de mayor relevancia, citar a Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1935b; Nájera, Angulo, 1935; Clavero, 1946; Encinas Grandes, 1978; Encinas Grandes, 1979; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcibar & Salom, 2002; Melero Alcibar, 2004a; Melero Alcibar, 2004b; Martinoy *et al.*, 2006 y Bueno Marí *et al.*, 2009.

Tribu Culicini

Género *Culex* Linnaeus, 1758

Subgénero *Barraudius* Edwards, 1921

XLIII. *Cx. (Bar.) modestus* Ficalbi, 1889. *Cx. modestus* fue citado por primera vez en nuestro país en 1925, en La Cava (Tarragona) (Gil Collado, 1927). Actualmente, su distribución engloba las provincias de Alicante, Barcelona, Cádiz, Castellón, Ciudad Real, La Coruña, Gerona, Granada, Huelva, Huesca, Madrid, Murcia, Navarra, Orense, La Rioja, Tarragona, Teruel, Valencia y Valladolid (**anexo I: fig. 10.1.43**). Entre la bibliografía de mayor relevancia, destacar a Gil Collado, 1927; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Senevet & Andarelli, 1959; García Calder-Smith, 1966; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; RM, 2003; Ruiz & Cáceres, 2004; Demba *et al.*, 2005; Martinoy *et al.*, 2006; Roiz *et al.*, 2007a; Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Sainz Elipse, 2010; Delacour *et al.*, 2011; Ruiz *et al.*, 2011; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b y Bueno Marí *et al.*, 2012b.

Subgénero *Culex* Linnaeus, 1758

XLIV. *Cx. (Cux.) laticinctus* Edwards, 1913. Especie citada por primera vez en España en 1926, año en que se produjo su hallazgo en diferentes provincias de la geografía española. Así pues, su distribución acoge las provincias de Alicante, Baleares, Cádiz, Canarias, Castellón, Ciudad Real, Huesca, Granada, Huelva, Murcia, Salamanca y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.44**). Entre la bibliografía más relevante, merecen especial mención Gil Collado, 1927; Galliard, 1928; Christophers, 1929; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Frey, 1936; Fernández, 1946; Fernández, 1947; Senevet & Andarelli, 1959; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Báez, 1987; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcibar *et al.*, 2006a; Melero Alcibar *et*

al., 2006b; Melero Alcívar *et al.*, 2006c; Bueno Marí *et al.*, 2009 y Bueno Marí, 2010.

XLV. *Cx. (Cux.) mimeticus* Noé, 1899. *Cx. mimeticus* fue citada por primera vez en España en 1925, en dos provincias diferentes; Córdoba, en la localidad de Alcolea, y Madrid, en El Escorial (Gil Collado, 1930a). En los años sucesivos fue citado en otras muchas provincias, quedando su distribución geográfica repartida entre Alicante, Ávila, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, Cuenca, Granada, Guipúzcoa, Huelva, Huesca, Jaén, Madrid, Murcia, La Rioja, Salamanca, Valencia y Zamora (**anexo I: fig. 10.1.45**). Entre la bibliografía de mayor importancia, destacar a Gil Collado, 1927; Galliard, 1928; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Jiménez Gómez, 1934; Gil Collado, 1935b; Contreras Poza, 1945; Clavero & Romeo Viamonte, 1947; Senevet & Andarelli, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; RM, 2003; Melero Alcívar, 2004a; Ruiz & Cáceres, 2004; Bueno Marí *et al.*, 2009; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí, 2012a y Bueno Marí, 2012b.

XLVI. *Cx. (Cux.) pipiens* Linnaeus, 1758. Gil Collado ya advertía en su revisión de 1930 (Gil Collado, 1930) que *Cx. pipiens* es una “*especie común en toda España*”, habiéndose producido su captura incluso en ambientes extremos como son las minas de Peñarroya, a 240 metros de profundidad. La primera referencia de la que se tiene constancia data de principios de siglo, por lo que queda recogida en el catálogo de Arias Encobet (1912). Como ya se ha comentado, es prácticamente ubicua en territorio nacional (Encinas Grandes, 1982), pero se tiene constancia documentada de su presencia en las provincias de Alicante, Almería, Badajoz, Baleares, Barcelona, Cádiz, Canarias, Cantabria, Castellón, La Coruña, Gerona, Huelva, Huesca, León, Lugo, Madrid, Málaga, Murcia, Navarra, Orense, Pontevedra, La Rioja, Salamanca, Tarragona, Teruel, Valencia, Valladolid y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.46**). Las referencias bibliográficas que lo atestiguan son Becker, 1908; Arias Encobet, 1912; Seguy, 1921; Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Christophers, 1929; Elvira, 1930; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Jiménez Gómez & Paniagua, 1934; Maldonado Sampedro, 1934; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Estellés & Mulero, 1949; Fernández, 1951; Senevet & Andarelli, 1959; García Clader-Smith, 1966; Contreras Poza, 1971; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Rodríguez Rodríguez *et al.*, 1982; González *et al.*, 1983; Báez, 1987; Báez, 1988; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Aranda *et al.*, 1998; Lucientes *et al.*, 1998; Aranda *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2000; Castillo Miralbés, 2001; Eritja *et al.*, 2002; RM, 2003; Melero Alcívar, 2004a; Ruiz &

Cáceres, 2004; Demba *et al.*, 2005; Martinoy *et al.*, 2006; Melero Alcívar *et al.*, 2006a; Melero Alcívar *et al.*, 2006b; Melero Alcívar *et al.*, 2006c; Bueno Marí *et al.*, 2008; Gallardo Mayenco *et al.*, 2008; Alcívar *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Ruiz & Gálvez, 2010; Sainz Elipe, 2010; Delacour *et al.*, 2011; García Bocanegra *et al.*, 2011; Ruiz *et al.*, 2011; Alarcón Elbal *et al.*, 2012; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b; Bueno Marí *et al.*, 2012b y Pérez Bote, 2012.

XLVII. *Cx. (Cux.) theileri* Theobald, 1903. Especie citada por primera vez en España en 1925, año en que se produjo su hallazgo en las localidades de Olivenza (Badajoz) y Talavera de la Reina (Toledo) (Gil Collado, 1930a). Posteriormente, ha sido descrita en numerosas provincias de la geografía española, abarcando las de Alicante, Badajoz, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Canarias, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, La Coruña, Cuenca, Gerona, Granada, Huelva, Huesca, Jaén, Madrid, Málaga, Navarra, Pontevedra, Salamanca, Sevilla, Teruel, Toledo, Valencia, Valladolid y Zamora (**anexo I: fig. 10.1.47**), por lo que se ha considerado como una especie ampliamente distribuida por toda la Península (Torres Cañamares, 1979). Entre la bibliografía de mayor relevancia, citar a Gil Collado, 1927; Galliard, 1928; Christophers, 1929; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Jiménez Gómez & Paniagua, 1934; Maldonado Sampedro, 1934; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Fernández, 1946; Fernández, 1951; Senevet & Andarelli, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Rodríguez Rodríguez *et al.*, 1982; Báez, 1987; Báez, 1988; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar, 2004a; Ruiz & Cáceres, 2004; Martinoy *et al.*, 2006; Melero Alcívar *et al.*, 2006a; Bueno Marí *et al.*, 2008; Gallardo Mayenco *et al.*, 2008; Alcívar *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Delacour *et al.*, 2011; García Bocanegra *et al.*, 2011; Ruiz *et al.*, 2011 y Pérez Bote, 2012.

XLVIII. *Cx. (Cux.) torrentium* Martini, 1925. Especie de reciente adición al catálogo español de mosquitos, al ser detectada en la región de la Cerdeña Catalana (localidades de Alp, Meranges, Queixans, Puigcerdà y Soriguerola, provincia de Gerona), durante el verano de 1999 (Aranda *et al.*, 2000). Desde entonces, únicamente se han producido dos nuevas citas de la especie en nuestro país; la primera en forma de comunicación en congreso nacional de la *Asociación Española de Entomología*, la cual refería su captura a la provincia de Navarra y, la segunda, como publicación en el *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* (2012)

en La Rioja (**anexo I: fig. 10.1.48**). Así pues, y considerando lo expuesto anteriormente, entre la bibliografía más relevante debemos mencionar a Aranda *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002 ; Delacour *et al.*, 2011 y Alarcón Elbal *et al.*, 2012.

XLIX. *Cx. (Cux.) univittatus* Theobald, 1901 = *perexiguus* Theobald, 1903. La primera cita de esta especie en España data del año 1927, en la localidad de Nava de Riofrío (Ciudad Real) (Galliard, 1928; Gil Collado, 1930a). Considerada como sinonimia de *Cx. perexiguus*, esta última adquirió el estatus taxonómico de especie válida a raíz de los trabajos de White (1975), recopilándose la promoción en el suplemento del *Catalogue of Mosquitoes of the World* (Knight, 1978). Desde entonces, han surgido varias corrientes de opinión acerca de esta temática; Harbach (1999) sostiene que la especie del grupo *univittatus* de la región Mediterránea debe considerarse como *Cx. perexiguus*, punto de vista compartido por Darsie & Saminadou Voyadjoglou (1997) en sus claves de determinación de los mosquitos de Grecia. No obstante, el mismo White (1975) opinó que los mosquitos determinados en España debían ser considerados como *Cx. univittatus* s.s. La cuestión pareció zanjarse cuando Encinas Grandes (1982) determinó que sus propios ejemplares de Salamanca pertenecían a la especie *Cx. univittatus*, conclusión obtenida en base a la observación minuciosa de caracteres morfométricos específicos. Esta tesis es compartida por los investigadores portugueses, quienes han adoptado este mismo criterio (Ribeiro *et al.*, 1988). Así pues, la distribución geográfica de esta especie acoge las provincias de Almería, Badajoz, Cáceres, Cádiz, Ciudad Real, Huelva, Madrid, Málaga, Navarra y Salamanca (**anexo I: fig. 10.1.49-50**). Entre la bibliografía más relevante, mencionar a Galliard, 1928; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Senevet & Andarelli, 1959; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Melero Alcívar, 2004a; Aranda *et al.*, 2009*; Aranda, 2010*; Ruiz Contreras & Gálvez Moreno, 2010; Delacour *et al.*, 2011; García Bocanegra *et al.*, 2011*; Vázquez *et al.*, 2011* y Pérez Bote, 2012.

* Citado como *Culex perexiguus*.

Subgénero *Maillotia* Theobald, 1907

L. *Cx. (Mai.) deserticola* Kirkpatrick, 1924. Al igual como ocurría con *Cx. torrentium*, *Cx. deserticola* es otra especie de reciente adición al catálogo nacional de mosquitos. La única cita de esta especie en España data del periodo de tiempo comprendido entre 1993 y 1995 (Ramos *et al.*, 2002), años en los que se llevaron a cabo una serie de estudios sobre culicidofauna en el valle del Ebro (Zaragoza) (**anexo I: fig. 10.1.51**), produciéndose su primer hallazgo tanto para España

como para la Europa continental (Eritja *et al.*, 2002). Así pues, la distribución de esta especie queda relegada a la región aragonesa de nuestro país, siendo las dos únicas referencias bibliográficas acerca de la misma las de Ramos *et al.*, 1998 y Ramos *et al.*, 2002; además de la existente en el último catálogo nacional de mosquitos (Eritja *et al.*, 2002).

- LI. *Cx. (Mai.) hortensis hortensis* Ficalbi, 1889. Especie citada por primera vez en España en 1925, en Talavera de la Reina (Toledo). Desde entonces ha sido citado a lo largo y ancho de la geografía española, principalmente asociado a zonas montañosas. En la actualidad, su distribución acoge las provincias de Alicante, Asturias, Badajoz, Baleares, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Canarias, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, La Coruña, Cuenca, Gerona, Granada Huelva, Huesca, Jaén, León, Teruel, Madrid, Murcia, Navarra, Pontevedra, La Rioja, Salamanca, Segovia, Toledo, Valencia y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.52**). Entre la bibliografía más relevante destacar a Seguy, 1921; Gil Collado, 1927; Galliard, 1928; Christophers, 1929; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Maldonado Sampedro, 1934; Gil Collado, 1935b; Clavero, 1945; Torres Cañamares, 1945; Fernández, 1946; Clavero & Romeo Viamonte, 1947; Mattingly, 1955a; Senevet & Andarelli, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Lucientes *et al.*, 1998; Aranda *et al.*, 2000; RM, 2003; Melero Alcívar, 2004a; Martinoy *et al.*, 2006; Roiz *et al.*, 2007a; Bueno Marí *et al.*, 2009; Bueno Marí, 2010; Delacour *et al.*, 2011; Alarcón Elbal *et al.*, 2012; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b y Pérez Bote, 2012.

Subgénero *Neoculex* Dyar, 1905

- LII. *Cx. (Ncx.) arbieeni* Salem, 1938. Esta especie fue descubierta por Christophers en 1928, en Santa Cruz de Tenerife, y determinado como *Culex apicalis* Adams. Posteriormente, en 1938, Salem describió la especie *Cx. arbieeni* y Mattingly, en 1955 (Mattingly, 1955a), estableció la sinonimia *Cx. apicalis* Christophers (1929) *nec.* Adams = *Cx. arbieeni* Salem (1938). Desde entonces, únicamente ha sido citada en territorio insular (**anexo I: fig. 10.1.53**), destacando hasta la fecha las publicaciones de Senevet & Andarelli, 1959; Báez & Fernández, 1980; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Báez, 1987; Báez, 1988; Malmqvist *et al.*, 1995; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002.
- LIII. *Cx. (Ncx.) impudicus* Ficalbi, 1890. Junto a *Cx. territans*, *Cx. impudicus* forma un complejo del que muchos autores advierten que es imposible su diferenciación taxonómica en fase larvaria (Encinas Grandes, 1982; Gallardo Mayenco *et al.*,

2008). Sin embargo, otros autores sostienen que existen caracteres morfológicos válidos para su diferenciación (Darsie & Saminadou Voyadjoglou, 1997; Ribeiro & Da Cunha Ramos, 1999; Schaffner *et al.*, 2001). Fue citado en España por primera vez en Cuenca, en 1945 (Torres Cañamares, 1945). Desde entonces, su distribución geográfica acoge las provincias de Alicante, Barcelona, Cádiz, Castellón, Córdoba, Cuenca, Gerona, Huelva, Huesca, La Rioja, Salamanca, Teruel, Valencia y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.54**). Entre la bibliografía más relevante destacar a Torres Cañamares, 1945; Senevet & Andarelli, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Encinas Grandes, 1982; Jordá Llona *et al.*, 1993; Lucientes *et al.*, 1998; Aranda *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006; Gallardo Mayenco *et al.*, 2008; Bueno Marí *et al.*, 2009; Bueno Marí, 2010; Ruiz *et al.*, 2011; Bueno Marí, 2012a y Bueno Marí, 2012b.

LIV. *Cx. (Nex.) territans* Walker, 1856. Al igual que ocurría con la especie anterior, la diferenciación en fase larvaria del complejo *impudicus-territans* es tremendamente complicada, a pesar de que existen herramientas taxonómicas que, en ocasiones, lo permiten (Darsie & Saminadou Voyadjoglou, 1997; Rineiro *et al.*, 1999; Schaffner *et al.*, 2001). *Cx. territans* fue citado por primera vez en España en 1925, en Talavera de la Reina (Gil Collado, 1930) bajo el nombre de *Culex apicalis*. En la actualidad, su distribución acoge las provincias de Alicante, Barcelona, Cádiz, Canarias, Castellón, Ciudad Real, Cuenca, Huelva, Huesca, Jaén, Madrid, La Rioja, Salamanca, Teruel, Toledo, Valencia, Valladolid y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.55**). Entre las referencias bibliográficas más importantes, destacar a Galliard, 1928; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Fernández, 1946; Senevet & Andarelli, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Jordá Llona *et al.*, 1993; Lucientes *et al.*, 1998; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcibar, 2004a; Gallardo Mayenco *et al.*, 2008; Bueno Marí *et al.*, 2009; Bueno Marí, 2010; Ruiz *et al.*, 2011; Bueno Marí, 2012a y Bueno Marí, 2012b.

Tribu Culisetini

Género *Culiseta* Felt, 1904

Subgénero *Allothobaldia* Broelemann, 1919

LV. *Cs. (All.) longiareolata* (Macquart, 1838). Especie citada por primera vez en España en Huelva por MacDonald (1901), bajo el nombre de *Culex spathipalpis* Rondani, 1872. De esta especie se asevera que “*se encuentra allí donde se la busca*” (Torres Cañamares, 1979), haciendo referencia a su amplia distribución tanto en la

España peninsular como insular. Se tiene constancia documentada de su presencia en las provincias de Albacete, Alicante, Almería, Asturias, Badajoz, Baleares, Barcelona, Cáceres, Cádiz, Canarias, Castellón, Ciudad Real, Córdoba, Cuenca, Gerona, Granada, Huelva, Huesca, Jaén, Lugo, Madrid, Murcia, Navarra, Orense, Pontevedra, La Rioja, Salamanca, Sevilla, Tarragona, Teruel, Toledo, Valencia, Valladolid y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.56**). Entre la bibliografía más relevante para esta especie, destacar a Arias Encobet, 1912; Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Galliard, 1928; Christophers, 1929; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Maldonado Sampedro, 1934; Gil Collado, 1935b; Clavero, Frey, 1936; Torres Cañamares, 1945; Clavero & Romeo Viamonte, 1947; Fernández, 1947; Fernández, 1951; Senevet & Andarelli, 1956; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; Rodríguez Rodríguez *et al.*, 1982; González *et al.*, 1983; Báez, 1987; Báez, 1988; López Sánchez, 1989; Aranda *et al.*, 1998; Lucientes *et al.*, 1998; Aranda *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2000; Jiménez, 2001; Eritja *et al.*, 2002; RM, 2003; Melero Alcívar, 2004a; Demba *et al.*, 2005; Martinoy *et al.*, 2006; Melero Alcívar *et al.*, 2006a; Melero Alcívar *et al.*, 2006b; Roiz *et al.*, 2007a; Bueno Marí *et al.*, 2008; Alcívar *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Ruiz & Gálvez, 2010; Sainz Elipe, 2010; Delacour *et al.*, 2011, Ruiz *et al.*, 2011; Alarcón Elbal *et al.*, 2012; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b; Bueno Marí *et al.*, 2012b y Pérez Bote, 2012.

Subgénero *Culicella* Felt, 1904

LVI. *Cs. (Cuc.) fumipennis* (Stephens, 1825). La primera cita para España fue realizada por Eliseo De Buen en Navalmoral (Cáceres) en 1925, bajo el nombre de *Theobaldia fumipennis* Stephens, 1825. Desde entonces, ha sido citada para las provincias de Cáceres, Cuenca, Huesca, León, Madrid, Salamanca, Segovia y Teruel (**anexo I: fig. 10.1.57**). Entre la bibliografía más relevante, destacar a Gil Collado, 1926; Elvira, 1930; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Clavero, 1945; Torres Cañamares, 1945; Senevet & Andarelli, 1959; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Jordá Llona *et al.*, 1993; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar, 2004a y Bueno Marí *et al.*, 2009.

LVII. *Cs. (Cuc.) litorea* (Shute, 1928). Especie citada por primera vez en España en 1945 (Torres Cañamares, 1945), en Cuenca, bajo el nombre de *Theobaldia litorea* Shute, 1928. En la actualidad, su distribución queda relegada a las provincias de Castellón, Cuenca, Gerona, Huelva, León y Salamanca (**anexo I: fig. 10.1.58**).

Como bibliografía de obligada mención, señalar a Torres Cañamares, 1945; Senevet & Andarelli, 1956; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008 y Bueno Marí *et al.*, 2009.

LVIII. *Cs. (Cuc.) morsitans* (Theobald, 1901). La cita de esta especie en España ha sido siempre contradictoria, puesto que nunca se ha podido comprobar su presencia de forma fehaciente. La primera vez que se menciona su captura en territorio nacional es en 1946, a cargo de Clavero y Lozano Morales, como *Theobaldia morsitans* Theobald, 1901. No obstante, son numerosos los autores que recelan de esta referencia (Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Bueno Marí, 2010) puesto que no se tiene dato alguno acerca de la localidad o provincia donde se produjo el hallazgo, ni tan siquiera de la fase de desarrollo del ciclo biológico sobre la que se produjo la descripción. Posteriormente, esta especie fue citada en 1949, por Estellés y Mulero (Estellés & Mulero, 1949 en Torres Cañamares, 1979) en el Prat del Llobregat (Barcelona), para no volver a ser hallada hasta la actualidad. Por tanto, y en base a lo expuesto, nos unimos a las críticas realizadas por otros autores con anterioridad, concluyendo que la cita de esta especie en España es altamente dudosa. Sin embargo, nos gustaría dejar constancia de que ha sido citada, exclusivamente, en la provincia de Barcelona (**anexo I: fig. 10.1.59**), siendo las referencias bibliográficas más importantes las siguientes: Estellés & Mulero, 1949; Clavero, 1950; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Eritja *et al.*, 2000 y Eritja *et al.*, 2002).

Subgénero *Culiseta* Felt, 1904

LIX. *Cs. (Cus.) annulata* (Schränk, 1776). La primera cita de esta especie, bajo el nombre *Culex annulatus* Fabricius, 1787, data de los inicios del estudio de los mosquitos en España (hacia 1901), quedando recogida en el primer catálogo de dípteros culícidos publicado (Arias Enconbet, 1912). A partir de entonces, ha sido frecuente su captura en toda España (Torres Cañamares, 1979), concretamente en las provincias de Alicante, Asturias, Ávila, Badajoz, ¿Baleares? (cita dudosa), Cáceres, Cádiz, Canarias, Cantabria, Castellón, Ciudad Real, La Coruña, Cuenca, Granada, Gerona, Huelva, Huesca, Jaén, Madrid, Navarra, La Rioja, Salamanca, Teruel, Toledo, Valencia y Zamora (**anexo I: fig. 10.1.60**). Con respecto a la bibliografía más relevante, citar a Arias Encobet, 1912; Seguy, 1921; Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Elvira, 1930; Gil Collado, 1930a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1945; Senevet & Andarelli, 1959; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Báez & Fernández, 1980; Encinas Grandes, 1982; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Aranda *et*

al., 2000; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar, 2004a; Demba *et al.*, 2005; Martinoy *et al.*, 2006; Roiz *et al.*, 2007a; Bueno Marí *et al.*, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Bueno Marí *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b; Delacour *et al.*, 2011; Bueno Marí, 2012a; Bueno Marí, 2012b; Bueno Marí *et al.*, 2012b y Pérez Bote, 2012.

LX. *Cs. (Cus.) subochrea* (Edwards, 1921). *Cs. subochrea* fue citada por primera vez en España en 1930, bajo el nombre de *Theobaldia subochrea* Edwards, 1921 (Elvira, 1930), en la cuenca del Ebro. Su distribución a nivel nacional acoge las provincias de Alicante, Ávila, Barcelona, Cáceres, Cantabria, Castellón, Gerona, Guipúzcoa, Huelva, Jaén, Madrid, Orense, Salamanca, Teruel y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.61**). Entre la bibliografía más relevante, mencionar a Elvira, 1930; Contreras Poza, 1971; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; González *et al.*, 1983; López Sánchez, 1989; Jordá Llona *et al.*, 1993; Aranda *et al.*, 1998; Eritja *et al.*, 2000; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar, 2004a; Martinoy *et al.*, 2006; Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010b y Ruiz *et al.*, 2011.

Tribu *Mansoniini*

Género *Coquillettidia* Dyar, 1905

Subgénero *Coquillettidia* Dyar, 1905

LXI. *Cq. (Coq.) richiardii* (Ficalbi, 1899). La primera referencia en nuestro país es debida a Gil Collado en 1930 (Gil Collado, 1930) en La Cava (Tarragona) bajo el nombre de *Taniorrhynchus richiardii* Ficalbi, 1899. Posteriormente, se adoptó en España la nueva nomenclatura incluyéndola dentro del género *Mansonia*, hasta que finalmente quedó posicionada en su estatus taxonómico actual. En la Península Ibérica, se tienen citas documentadas procedentes de las provincias de Barcelona, Gerona, Huelva, Salamanca, Tarragona y Teruel (**anexo I: fig. 10.1.62**), y entre la bibliografía más relevante cabe destacar a Gil Collado, 1927; Gil Collado, 1930; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Senevet & Andarelli, 1956; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; González *et al.*, 1983; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2001; Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006 y Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010 y Ruiz *et al.*, 2011.

LXII. *Cq. (Coq.) buxtoni* (Edwards, 1923). Citada recientemente por primera vez en nuestro país, en 1989 en Tarragona (l'Empordà, Delta del Ebro). Ello conlleva que se conozcan muy pocos datos acerca de su distribución en territorio nacional, por lo que solo ha sido descrita en las provincias de Castellón, Gerona

y Tarragona (**anexo I: fig. 10.1.63**). Entre la bibliografía publicada, destacar a Anónimo, 1989; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2001 y Eritja *et al.*, 2002; Martinoy *et al.*, 2006 y Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008.

Tribu Orthopodomyiini

Género *Orthopodomyia* Theobald, 1904

Subgénero *Orthopodomyia* Theobald, 1904

LXIII. *Or. (Ort.) pulcripalpis* (Rondani, 1872). *Or. pulcripalpis* fue citada por primera vez en España en 1935 por Pandazis, al Norte de la Península. Su distribución nacional abarca las provincias de Asturias, Barcelona, Cuenca, Madrid, Salamanca, Segovia, Valencia y Zaragoza (**anexo I: fig. 10.1.64**). Entre la bibliografía más relevante para esta especie, conviene destacar a Clavero, 1945; Senevet & Andarelli, 1959; Torres Cañamares, 1945; Clavero, 1946; Gil Collado, 1959; García Calder-Smith, 1966; Encinas Grandes, 1978; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Eritja *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2001; Eritja *et al.*, 2002; Bueno Marí, 2010 y Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b.

Tribu Uranotaeniini

Género *Uranotaenia* Dyar, 1905

Subgénero *Pseudoficalbia* Theobald, 1912

LXIV. *Ur. (Pfc.) unguiculata* Edwards, 1913. La referencia inicial a la misma, se produjo por primera vez en España en 1935, por Gil Collado (Gil Collado, 1935b), si bien es cierto, al no quedar registro escrito de la misma, Torres Cañamares se atribuye la autoría de dicha cita (Torres Cañamares, 1979), localizándola en la laguna de San Cristóbal (Cabra, Córdoba) en 1938. Su distribución geográfica a nivel español queda relegada a las provincias de Almería, Barcelona, Castellón, Córdoba, Huelva, Madrid, Navarra, Tarragona, Teruel y Valencia (**anexo I: fig. 10.1.65**). Entre la bibliografía más relevante debemos mencionar a Gil Collado, 1935b; Torres Cañamares, 1944b; Senevet & Andarelli, 1956; García Calder-Smith, 1966; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; González *et al.*, 1983; Eritja *et al.*, 2000; Lucientes *et al.*, 2000; Ramsdale & Snow, 2001; Eritja *et al.*, 2002; Melero Alcívar, 2004a; Melero Alcívar *et al.*, 2005; Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Aranda *et al.*, 2009; Aranda, 2010; Bueno Marí, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010c; Ruiz & Gálvez, 2010; Delacour *et al.*, 2011 y Ruiz *et al.*, 2011.

1.3.2. Cronología de los estudios en la Comunidad Valenciana (figura 1.3.2.1):

Tal y como ha venido ocurriendo a lo largo de la historia entomológica, el desarrollo de esta ciencia y, más concretamente, del estudio de los mosquitos en la Comunidad Valenciana, ha estado ligado a las diferentes enfermedades de afección humana que transmiten (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2009b). Tanto es así, que las primeras referencias bibliográficas sobre algún emplazamiento valenciano ligado al estudio de los mosquitos, se producen entre 1901 y 1903 (Pittaluga *et al.*, 1911), citándose por primera vez en la comunidad a *An. pseudopictus* (*syn. An. hyrcanus*) Grassi, 1899 en la Albufera de Valencia y a *An. maculipennis s.l.* en las poblaciones de Chilches (Castellón), Silla, Cullera, Sueca, Alfafar y Carcagente (todas ellas en la provincia de Valencia). Otros autores, como Pijoán (1901), citan a esta especie en las poblaciones de Gandía y El Grao (Valencia), Las Llosas y Almenara (Castellón); mientras que por otro lado, en 1924, Luengo, Aznar y Oquiénena lo sitúan en El Perelló (Valencia), mientras que Perepérez, Eleicegui y Ramos, lo citan en San Fulgencio (Alicante) en 1926 (Romeo Viamonte, 1950).

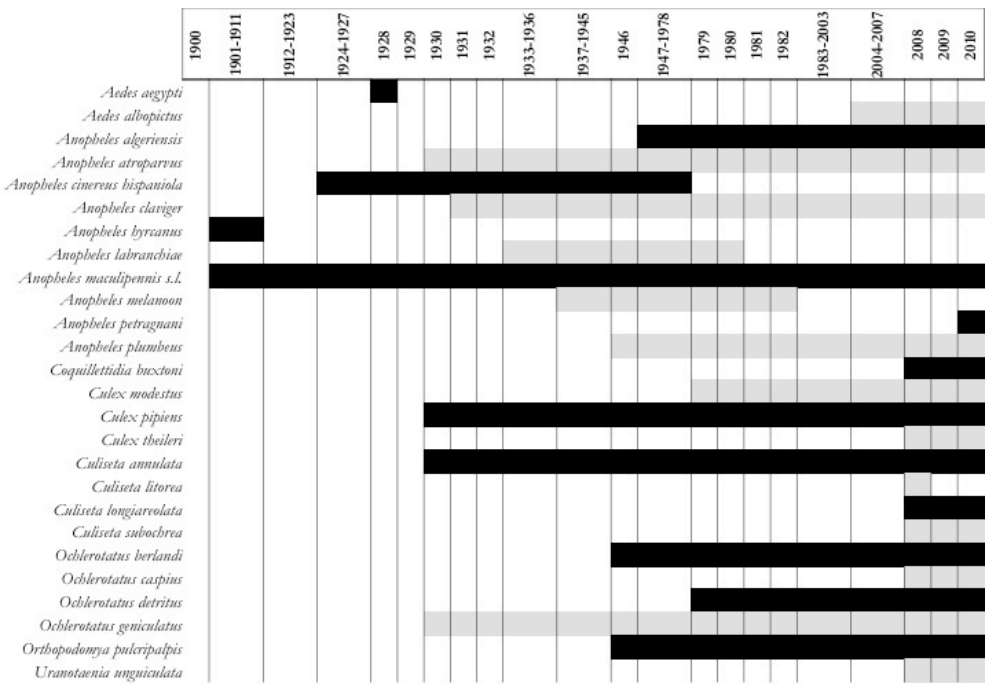


Fig. 1.3.2.1. Cronograma referente a la publicación de citas sobre especies de dípteros culícidos en la Comunidad Valenciana (hasta el año 2010). Los segmentos de representación hacen referencia a la primera cita de cada especie y la última de la que se tiene constancia según la bibliografía publicada hasta la fecha señalada.

Precisamente, a raíz de la creación de la *Comisión Central de Trabajos Antipalúdicos* (CCTA) en 1910, se intensificó el estudio de los dípteros culícidos en

nuestro país y, por tanto, en nuestro propio territorio. Reflejo de ello, son las publicaciones periódicas de las *Memorias de las Campañas contra el Paludismo* a cargo de la CCTA, y de la ampliación de sus trabajos a las provincias de Toledo, Ávila, Badajoz, Valencia y Madrid; motivo por el cual se produce, en 1925, la visita de la *Comisión del Paludismo de la Sociedad de Naciones* a nuestra provincia (Nocht *et al.*, 1925).

Como consecuencia de ello, se funda, en 1926, el *Dispensario Antipalúdico de San Fulgencio* (Alicante), que, debido a la elevada endemia palúdica de la zona, crea dos delegaciones en las poblaciones de Formentera del Segura (1928) y Guardamar del Segura (1933) (Ramos, 1934). Como resultado, se inician una serie de estudios que culminan con la cita de especies nuevas para la comunidad, concretamente, queda recogida la referencia acerca de *Ae. aegypti* (bajo la *syn. Aedes (Stegomyia) argentens* Poirét, 1787) en las localidades de Guardamar, Alicante, Formentera, Torrevecija, Benijófar, Rojales, Almoradí, Dolores y San Fulgencio (Alicante). Otra especie a la que se hace referencia durante el mismo periodo es *Cx. pipiens*, en un resumen de Gil Collado (1930) que trata la distribución de los culícidos españoles, y donde el autor confirma la presencia de esta especie en toda la Península Ibérica. En el mismo trabajo, el autor recoge la cita de *Theobaldia annulata* (*syn. Cs. annulata*), *An. labranchiae atroparvus* y *Ae. geniculatus* en el municipio de Elche.

Sin embargo, y a pesar del esfuerzo en la labor antipalúdica, no será hasta dentro de 2 años cuando se produzcan nuevas citas de especies en la Comunidad Valenciana. Concretamente, en 1931 se produce el hallazgo, en el Grao de Castellón, de una nueva especie para el territorio valenciano bajo la forma de *An. claviger* (Vidal Jordana & Del Pino y De La Vega, 1931). Pocos años después, hacia la mitad de la década de los años 30, Gil Collado inicia una serie de estudios sobre la distribución geográfica de *An. maculipennis s.l.*, cuya publicación se producirá en 1937 (Gil Collado, 1937), citándolo para la provincia de Valencia entre otras. Igualmente, se producen entonces las citas de *An. labranchiae*, en las huertas del Bajo Segura y de *An. melanoon* en las cercanías de Castellón y Valencia.

Posteriormente, en 1946, se cita por primera vez en Utiel (Valencia) a *An. plumbeus*, *Ae. berlandi* y *Or. pulchripalpis* (Clavero, 1946; Clavero & Romeo Viamonte, 1946), hecho constatado por Gil Collado al año siguiente (1947). En el mismo año 1946, debemos a Clavero, Bermúdez, Olavarría y Marín, la cita de *An. maculipennis subalpinus*, en las localidades de Villanueva de Castellón y Peñíscola (Valencia y Castellón respectivamente) (Romeo Viamonte, 1950). En 1947, Romeo Viamonte, describe a *My. hispaniola* (*syn. An. cinereus hispaniola*) en Cox y los alrededores de Alicante ciudad, aunque ya se habían realizado ciertas apreciaciones acerca de esta especie por parte de Clavero y Bermúdez en Orihuela (1924). Igualmente, Romeo Viamonte junto a Clavero, citan a *An. algeriensis* en el mismo territorio (Clavero &

Romeo Viamonte, 1948b); para que, posteriormente, Clavero, Domínguez y Abril, citen a *An. maculipennis labranchiae* en San Felipe Neri, encontrándolo asociado con la *var. atroparvus* en Elche (Alicante) (Romeo Viamonte, 1950).

Finalmente, y como cierre a esta época, Romeo Viamonte, publica una gran revisión sobre la distribución de los anofelinos españoles en forma de tesis doctoral (Romeo Viamonte, 1950), en la cual quedan reflejados todos los municipios donde se han citado las especies listadas. No obstante, existen diversas lagunas acerca de la procedencia de la información y de los autores que la publican, por lo que hemos considerado oportuno completar los datos anteriores con la información reflejada en dicha publicación. Así, se incorporan al catálogo las citas de *An. melanoon subalpinus*, en las localidades de Pego y Orba, y de *An. labranchiae labranchiae* en las localidades de San Fulgencio, Guardamar, Orihuela, Cox y San Felipe Neri (todas ellas en la provincia de Alicante). Se amplía la distribución de *An. maculipennis s.l.*, incorporando las localidades de Tabernes de la Valldigna, Sollana, Catarroja y El Palmar (en la provincia de Valencia); y la de *An. melanoon subalpinus*, incorporado a las poblaciones de El Saler, Oliva y Villanueva de Castellón.

Tras este periodo de intensa actividad entomológica centrada en los mosquitos transmisores del paludismo, se sucede una etapa de escaso trabajo entre los culicidólogos valencianos, sobre todo, a raíz del descenso de la mortalidad y morbilidad nacional causada por esta parasitosis (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010c). Tanto es así, que no será hasta 1979, cuando se produzca otra gran revisión sobre la distribución de los mosquitos españoles, esta vez a cargo de Torres Cañamares, que aporta una visión bastante general acerca de la misma (Torres Cañamares, 1979), remarcando los datos conocidos y aportando algunos nuevos. Así, se hace referencia a la amplia distribución en España de *An. petragani*, *Or. pulchripalpis*, *Cs. subochrea*, *Ae. caspius*, *Cx. mimeticus* y *Cx. theileri*, pero sin precisar provincias o localidades de captura, por lo que se deja abierta su posible presencia en la Comunidad Valenciana. Sin embargo, sí se precisa la presencia de *Ae. detritus* en Castellón y de *Cx. modestus* en Valencia, aún cuando no existe referencia previa alguna en la literatura consultada. Sin embargo, hemos constatado que también se obvia, en dicho artículo, la mención de alguna especie como *Ae. geniculatus* en Elche (Alicante), por lo que es plausible pensar que no se llevó a cabo una revisión exhaustiva de la bibliografía publicada.

Para finalizar el siglo XX, y centrándose en la década de los 80, se encuentra en la bibliografía la tesis de Encinas Grandes (1982), que recoge todas las citas valencianas publicadas hasta la fecha pero en la que no se recoge ningún dato novedoso. Por tanto, no será hasta principios del siglo XXI, cuando se retome en la Comunidad Valenciana una auténtica labor de estudio sobre los mosquitos,

contribuyendo a la ampliación del catálogo existente hasta la fecha, que entonces contemplaba un total de 27 especies válidas (tabla 1.3.2.1).

	CASTELLÓN	VALENCIA	ALICANTE
<i>Ae. aegypti</i>			Guardamar, Alicante, Torrevieja, Formentera, Benijófar, Rojales, Almoradí, Dolores y San Fulgencio (todas en 1928)
<i>Ae. albopictus</i>			Orihuela (2005), Torrevieja (2009)
<i>An. algeriensis</i>		Sin precisar (2010)	Alicante (1947), Sin precisar (2010)
<i>An. atroparvus</i>	Sin precisar (2010)	Sin precisar (2010)	Elche (<i>labranchiae</i> , 1930)
<i>An. cinereus hispaniola</i>			Orihuela (1924), Cox (1930), Alicante (1930)
<i>An. claviger</i>	Grao de Castellón (1931)	Sin precisar (2010)	
<i>An. hyrcanus</i>		La Albufera (1901)	
<i>An. labranchiae</i>			Elche (1930), Bajo Segura (1937), San Fulgencio (1950), Guardamar (1950), Orihuela (1950), Cox (1950), San Fleipe Neri (1950)
<i>An. maculipennis s.l.</i>	Chilches (1901), Las Llosas (1901), Almenara (1901), Peñíscola (1930), Grao de Castellón (1931), Sin precisar (2010)	Silla (1901), Cullera (1901), Sueca (1901), Alfafar (1901), Carcagente (1901), Gandía (1901), El Grao (1901), El Perelló (1924), Valencia (1937), Tabernes de la Valldigna (1950), Sollana (1950), Catarroja (1950), El Palmar (1950), Villanueva de Castellón (1930), Sin precisar (2010)	San Fulgencio (1926)
<i>An. marteri</i>	Sin precisar (2010)		
<i>An. melanoon</i>	Castellón (1937), Peñíscola (1950),	Valencia (1937), el Saler (1950), Villanueva de Castellón (1950)	Pego (1950), Orba (1950)
<i>An. petragani</i>	Sin precisar (2010)	Sin precisar (2010)	Sin precisar (2010)
<i>An. plumbeus</i>		Utiel (1946), Sin precisar (2010)	
<i>Cq. buxtoni</i>	Torreblanca (2008)		
<i>Cx. modestus</i>	Torreblanca (2008)	Sin precisar (1979), Sagunto (2008)	
<i>Cx. pipiens</i>		Sin precisar (1979), Sagunto (2008)	Sin precisar (1930)
<i>Cx. theileri</i>	Torreblanca (2008)	Sagunto (2008)	
<i>Cs. annulata</i>		Sagunto (2008)	Elche (1930)
<i>Cs. litorea</i>	Torreblanca (2008)		
<i>Cs. longiareolata</i>	Torreblanca (2008)	Sagunto (2008)	
<i>Cs. subochrea</i>	Torreblanca (2008)	Sagunto (2008)	
<i>Oc. berlandi</i>		Utiel (1946)	
<i>Oc. caspius</i>	Torreblanca (2008)	Sagunto (2008)	
<i>Oc. detritus</i>	Sin precisar (1979), Torreblanca (2008)	Sagunto (2008)	
<i>Oc. geniculatus</i>			Elche (1930)
<i>Or. pulcripalpis</i>		Utiel (1946)	
<i>Ur. unguiculata</i>	Torreblanca (2008)	Sagunto (2008)	

Tab. 1.3.2.1. Especies de culícidos citados en la Comunidad Valenciana hasta el año 2010, especificando localidad, provincia y año de la cita entre paréntesis. Nótese que se emplea la nomenclatura según queda recogida en la bibliografía consultada, sin contemplar las modificaciones taxonómicas que se hayan podido producir hasta la actualidad.

En 2004 se detecta por primera vez en España, en San Cugat del Vallés

(Barcelona), la presencia de *Ae. albopictus*, abriéndose así un nuevo abanico de posibilidades para la transmisión de enfermedades en nuestro territorio. Paralelamente, se produce su detección en el municipio de Orihuela (Alicante) (Roiz *et al.*, 2007b; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010d) y, cuatro años más tarde, se localiza en la población de Torrevieja (Alicante), situada a escasos 25 Km de la localidad anterior (Bueno Marí *et al.*, 2010a). Así, y siguiendo el orden cronológico, comienzan a desarrollarse trabajos de estudio sobre las zonas húmedas valencianas, que tienen como resultado la cita novedosa de distintas especies para nuestra comunidad autónoma. En 2008, se citan por primera vez para la provincia de Valencia, concretamente en el municipio de Sagunto, las especies *Cs. annulata*, *Cs. longiareolata*, *Cs. subochrea*, *Cx. theileri*, *Oc. caspius*, *Oc. detritus* y *Ur. unguiculata* (Bueno Marí *et al.*, 2008). Paralelamente, se publica en el mismo año un artículo similar (Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008) que recoge las especies del municipio de Torreblanca, citándose por primera vez para la provincia de Castellón las especies *Cq. buxtoni*, *Cx. modestus*, *Cx. theileri*, *Cs. litorea*, *Cs. longiareolata*, *Cs. subochrea*, *Oc. caspius* y *Ur. unguiculata*.

El desarrollo de estos estudios continuará hasta que, en 2010, ve la luz una nueva publicación que recoge la información referente a las especies de la subfamilia Anophelinae en la Comunidad Valenciana. Así, se cita a *An. marteri* en Castellón; a *An. claviger* y a *An. plumbeus* en Valencia; *An. atroparvus* y *An. maculipennis* en Castellón y Valencia; a *An. algeriensis* en Valencia y Alicante y *An. petragani* en las tres provincias (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b). En la misma publicación, los autores discuten aspectos referentes a la dudosa presencia, en la actualidad, de especies como *An. labranchiae*, *An. hyrcanus* o *An. cinereus hispaniola*, cuyas citas son antiguas y han sido consideradas, en muchos casos, desaparecidas del territorio valenciano (Blázquez & Zulueta, 1980).

Finalmente, todo este proceso concluye con la publicación de un compendio de esta temática en forma de tesis doctoral (Bueno Marí, 2010), que recoge toda la información anteriormente mencionada; incluyendo la actualización de los datos y adiciones novedosas al catálogo de especies de mosquitos presentes en la comunidad. Debido a la magnitud y extensión de la obra, simplemente remitimos al lector para su análisis en caso de resultar necesario. No obstante, y a modo de conclusión, debemos comentar que, tras la revisión de Bueno Marí (2011), el catálogo de mosquitos del territorio valenciano, cuenta con un total de 31 especies reconocidas, con un par adicionales (*Oc. dorsalis* y *Oc. mariae*) que se postulan como probables en territorio valenciano atendiendo a sus características biológicas y ecológicas.

1.4. Descripción general de la biología y ecología de los mosquitos:

Los mosquitos se caracterizan por presentar una gran variedad de mecanismos de adaptación al medio, lo que les permite ocupar amplias regiones geográficas y ecosistemas muy variados. Éstos pueden abarcar desde altitudes por encima de los 4000 metros a profundidades de hasta 1000 metros (en zonas mineras), ocupando desde las regiones tropicales a las polares, habitando en densos bosques o sistemas áridos y semiáridos, desde el centro de núcleos metropolitanos hasta islas desiertas, etc. No obstante, siempre presentan una dependencia estricta del medio acuático, fruto de la necesidad de desarrollar su fase larvaria en el mismo, aunque manifestando la misma adaptabilidad anteriormente comentada. En consecuencia, son capaces de colonizar gran variedad de cuerpos hídricos, ya sean aguas temporales o permanentes, limpias o contaminadas, dulces o salobres, etc. (Horsfall, 1972).

Otro aspecto característico de los mosquitos es que, al igual que todos los dípteros, exhiben una metamorfosis completa. Ésta supone el paso a través de cuatro estados larvarios desde la eclosión del huevo, una fase de pupa y, finalmente, la emergencia del adulto o imago desde el estado anterior.

Pese a que la presente tesis doctoral está basada en el estudio de la fase larvaria de estos dípteros culícidos, se ha considerado oportuno la inclusión de un apartado relativo a la biología y ecología general de todas las formas del ciclo biológico. Esto garantiza sentar las bases para la posterior interpretación y discusión de las diferentes consideraciones realizadas durante el desarrollo del presente estudio.

1.4.1. Descripción del huevo:

A pesar de que todos los mosquitos requieren de un hábitat acuático para desarrollarse, presentan distintas estrategias para realizar la puesta de los huevos en función de la especie considerada. Las hembras pueden llevar a cabo el proceso directamente sobre el agua o sobre un sustrato húmedo susceptible de ser inundado con posterioridad (como es el caso de los géneros *Aedes* u *Ochlerotatus*). En el primero de los casos, los huevos no toleran la desecación, tornándose inviables si no permanecen en contacto con el agua; en el segundo, se han registrado casos de tolerancia hasta límites extremos, conservando los huevos su viabilidad durante varios años sin ningún tipo de hidratación (Birch *et al.*, 1967; Schaffner *et al.*, 2001); siendo precisamente en estas especies, en las que el huevo se presenta como la forma hibernante. Por otro lado, la elección de los lugares de oviposición dependerá enormemente de la especie considerada, así como del tipo de puesta realizada y el número de huevos depositados por hembra y ciclo gonotrófico, que puede variar entre 40 y 100/50 y 200 (López Sánchez, 1989; Beaty & Macquardt, 1996), aunque se han

descrito casos de hasta 300 huevos o más por puesta (Richards & Davies, 1983b; Becker *et al.*, 2010).

Al respecto, existen también distintas estrategias para la puesta, pudiéndose depositar los huevos de forma aislada sobre el sustrato o en forma de paquetes (denominados *navículas*) que flotan sobre el agua (**imagen 1.4.1.1**). Por lo tanto, y analizando las diferentes estrategias ecológicas que han desarrollado estos insectos, podemos dividir a los mosquitos en dos grupos en función de su comportamiento ovipositor (Barr & Azawi, 1958) y de si los huevos entran o no en un periodo de latencia/quiescencia (determinado por factores externos) o de diapausa (determinado por factores genéticos).

En el primer grupo, las hembras depositan sus huevos individualmente sobre la superficie del agua (género *Anopheles*) o en navículas (géneros *Culex*, *Culiseta* (subgen. *Culiseta*), *Coquillettidia* y *Uranotaenia*). En el momento inmediato a la puesta, todos los huevos tienen un aspecto blanquecino y una consistencia débil, aunque rápidamente se oscurecen y esclerotizan (lapso temporal de 1-2 horas) para adquirir su aspecto típico (**imagen 1.4.1.1**). Los embriones de este primer grupo no entran en estado de latencia o diapausa, eclosionando inmediatamente tras su desarrollo completo (normalmente entre 2 y 4 días tras la puesta según Beaty & Macquardt, 1996), motivo por el cual las formas hibernantes serán las larvas o hembras.



Img. 1.4.1.1. Imágenes ilustrativas sobre el proceso de puesta, la morfología y coloración características de las navículas de *Culex* (5 mm aprox.).

Imágenes tomadas y modificadas de www.webphemera.com®

En el segundo grupo, los huevos son depositados de forma individual sobre el sustrato húmedo, oquedades, grietas, restos vegetales, etc., y no sobre la superficie del agua, garantizando la protección del huevo frente a la desecación durante la embriogénesis (Barr & Azawi, 1958; Horsfall *et al.*, 1973). Esta estrategia ovipositora, es típica de los géneros *Aedes*, *Ochleratus* y *Culiseta* (subgen. *Cullicela*), característicos de las zonas costeras de inundación temporal del Mediterráneo (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernandez Villar 2008), y del género arborícola *Orthopodomyia*.

La eclosión de estos huevos se producirá tras el contacto con el agua, al producirse la inundación del lugar de cría seleccionado por la hembra; si bien es cierto que se ha constatado que este único factor no es suficiente para desencadenar el proceso, necesitando de la coincidencia con otros factores para conseguir elevados porcentajes de eclosión (Andreadis, 1990). Así pues, estamos hablando en todo momento, de una adaptación directa a las condiciones abióticas, siempre fluctuantes, de los biotopos larvarios donde se desarrollan estos insectos (Gillet, 1955; Telford, 1963; Horsfall *et al.*, 1973; Beach, 1978; Becker, 1989).

Por otro lado, existen otra serie de factores que juegan un importante papel en el proceso de eclosión de los huevos. Hoy en día, se sabe que las variaciones termofotoperiódicas afectan al estado de latencia, provocando la interrupción de la misma cuando se produce un incremento de ambos factores (Roubaud, 1944). De la misma forma, se ha constatado que otra serie de estímulos físicos, tales como vibraciones en el medio producidas por precipitaciones, producen un efecto sinérgico en todo el proceso (Roberts, 2001). Por último, otros cambios como la disminución de oxígeno disuelto (actividad microbiana como posible fuente de alimento), presencia de kairomonas, variaciones de la salinidad, etc., contribuyen al proceso descrito para la eclosión de los huevos (Judson, 1960; Giglioli, 1964; Roberts, 2001).

Morfológicamente, los huevos de los mosquitos son una serie de capas superpuestas, entre las que se diferencian hasta tres niveles en función de su origen embriológico (Snodgrass, 1935; Wigglesworth, 1950; Parkes, 1960), y que envuelven progresivamente al embrión; capas que han sido segregadas en parte por las hembras y en parte por éste último. Tal y como se ha comentado, los huevos son blandos y carentes de coloración en el momento de la puesta, pero acaban tornándose rígidos y resistentes al agua en poco tiempo, lo que dota al huevo de una elevada resistencia mecánica pero, a la vez, permite el intercambio gaseoso entre el interior y el exterior del mismo.

A pesar de que estas características son comunes para casi todas las especies de culícidos existentes, los huevos también presentan una serie de adaptaciones morfológicas ligadas a la estrategia ovipositora de cada especie. Los huevos de los aedinos, presentan una cubierta de tipo coriáceo que les permite resistir largos periodos de desecación, o están provistos de expansiones alares que aseguran la estabilidad del huevo para poder permanecer sumergidos durante el invierno (López Sánchez, 1989). En el caso de los anofelinos, el huevo dispone de dos flotadores laterales y una vaina viscosa que le permite adoptar una posición estable frente a la tensión superficial del agua. Por último, los huevos de muchos culicinos, agrupados en navículas, presentan flotadores microcapilares dispuestos de forma tal que les permite obtener la máxima flotabilidad en conjunto (Seguy, 1951).

1.4.2. Descripción de la larva:

La fase larvaria de los mosquitos se caracteriza por atravesar cuatro estados diferenciados, denominados en orden creciente de desarrollo L1, L2, L3 y L4. Estas larvas, pueden desarrollarse en ambientes acuáticos con una acusada variabilidad en composición química y orgánica, si bien es cierto, que cada especie presenta una determinada preferencia por un tipo de cuerpo hídrico concreto, restringiendo el número de enclaves que se definen como naturales para el desarrollo larvario y, por tanto, para la oviposición de las hembras (López Sánchez, 1989).

Hoy en día, se sabe que son varios y muy distintos los factores que determinan la presencia, abundancia y distribución de las poblaciones larvarias de mosquitos (Bates, 1949; Clements, 1963). Existen especies intrínsecamente relacionadas con hábitats domésticos o peridomésticos, capaces de colonizar desde aguas de manantial hasta las presentes en albañales, sumideros y alcantarillas (casos de los géneros *Culex* y *Culiseta*). Por otro lado, las especies más relacionadas con ecosistemas naturales, suelen preferir aguas claras, con vegetación moderada y bajo contenido en materia orgánica (casos de los géneros *Anopheles* y *Culex*). Por último, existen poblaciones larvarias adaptadas a medios salobres (caso de los géneros *Aedes* u *Ochlerotatus*), llegando a tolerar grandes variaciones del contenido salino de las aguas, estableciéndose diferentes grados de halinoresistencia o, incluso, comportándose como verdaderos organismos eurihalinos (López Sánchez, 1989).

Este carácter físico-químico del agua ha sido muy estudiado por diferentes autores, pues actúa como factor limitante cuando sus valores superan cierto límite. Tanto es así, que es capaz de afectar a los equilibrios osmóticos de los organismos en el medio en el que se desarrollan (Margalef, 1974), por lo que existen especies de mosquitos que han desarrollado la capacidad de modificar su patrón osmorregulatorio en base a la salinidad del medio (Garret & Bradley, 1984); hallándose incluso especies capaces de desarrollarse en agua marina (Trimble & Wellington, 1979; Reisen *et al.*, 1981; Mosha & Subra, 1983; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011b).

Otro parámetro físico-químico de especial relevancia en la ecología larvaria de los culícidos, es el pH del cuerpo hídrico que habitan. La importancia ecológica de este factor abiótico, radica en su capacidad para afectar a procesos mediados por enzimas, a la solubilidad de materia orgánica e inorgánica, la disponibilidad de nutrientes esenciales para la flora microbiana, etc. Por lo tanto, podemos afirmar que el pH influye directamente en el desarrollo de los organismos que sirven de alimento a las larvas de mosquito (como algas y bacterias) (Margalef, 1974), ejerciendo un efecto regulador sobre cada uno de los niveles de organización de la materia viva, desde el

plano microscópico hasta ecosistemas macroscópicos complejos (Robertson & Alexander, 1992).

La temperatura es otro factor abiótico que regula, en general, procesos vitales para los organismos vivos y, en particular, para los insectos (Howe, 1967); así como también afecta a propiedades químicas y físicas de otros factores como los descritos hasta el momento. Es interesante remarcar que el concepto *temperatura* hace referencia a la existencia de un gradiente de energía que provoca la transferencia de *calor*, pues tiene especial importancia en el desarrollo y cambio de fase de los insectos holometábolos como los mosquitos, cuyo avance en el ciclo se sucede por acumulación de *grados/día* (Clements, 1992). Evidentemente, el crecimiento y desarrollo de las larvas quedará enmarcado dentro de ciertos límites y con variación en función de la especie, cepa o estado larvario considerado (Huffaker, 1944; Bar-Zeev, 1958; Lang, 1963; Trpis, 1972; Trimble & Smith, 1978; Rueda *et al.*, 1990; Bayoh & Lindsay, 2003). Otro aspecto a destacar de la temperatura es que, en muchos casos, desencadenará el estado de hibernación o quiescencia, al superar el límite inferior de tolerancia de cada especie, pudiendo hallarse larvas durante el periodo invernal. En muchos ocasiones, este proceso conllevará una serie de adaptaciones metabólicas específicas, como son la acumulación de reservas energéticas o cambios en el patrón respiratorio (Clements, 1992).

En relación con el crecimiento y el desarrollo corporal larvario, conviene destacar el papel de la alimentación como proceso sinérgico. Al respecto, señalar que los hábitos alimenticios de las larvas de mosquito, están basados, principalmente, en la ingestión de materia particulada de tamaño variable, desde microscópica o tamaño bacteriano a completamente macroscópica (López Sánchez, 1989). No obstante, ello no implica que no sean capaces de alimentarse de otros sólidos de un tamaño superior a su propio tamaño corporal. Un aspecto fundamental en la dieta larvaria, es la ingesta de ácidos grasos poliinsaturados (C₂₀), que se postula como fundamental para el correcto desarrollo del ciclo biológico y el posterior proceso ovipositor (Takata & Harwood, 1964; Dadd, 1980; Merritt *et al.*, 1992).

Como resultado, existen diferentes estrategias mediante las cuales las larvas de culicido obtienen su alimento, por lo que el espectro de posibilidades de obtención abarca la materia orgánica (viva o muerta) que flota sobre la superficie del agua, se mantiene en suspensión en la columna o yace adherida a superficies sumergidas. Igualmente, esta materia puede obtenerse directamente de otros animales, a veces tan grandes como las larvas mismas. En consecuencia, la cualidad trófica dependerá de la especie considerada y el alimento disponible, pudiendo observarse comportamientos fitófagos, carnívoros, omnívoros, e incluso canibalismo necrófago (Richards & Davies, 1983a; Koenraadt & Takken, 2003); lo que da origen a la clasificación de larvas

filtradoras, ramoneadoras y depredadoras (Surtees, 1959), así como al carácter activo o pasivo de la obtención del alimento. A pesar de esto, en la actualidad se emplea una clasificación más elaborada que utiliza las estrategias descritas además de sus combinaciones, por lo que según criterios de Merritt *et al.* (1992), podemos diferenciar entre:

➡ Larvas **colectoras-filtradoras** (figura 1.4.2.1): Estrategia alimentaria basada en la filtración de partículas detríticas suspendidas en la columna de agua. Para llevar a cabo esta tarea, las larvas emplean los cepillos palatales laterales, a fin de crear corrientes que arrastren el material hasta la cavidad bucal (Wallace & Merritt, 1980; Dahl *et al.*, 1988). Paralelamente, emplean giros de la cabeza (pudiendo rotar hasta 180° en el caso de la subfamilia Anophelinae) y el cuerpo de forma repetitiva para favorecer el proceso. Se trata de la estrategia típica de los géneros *Anopheles*, *Culex*, *Culiseta* (subgénero *Culiseta*) y *Coquillettidia*.

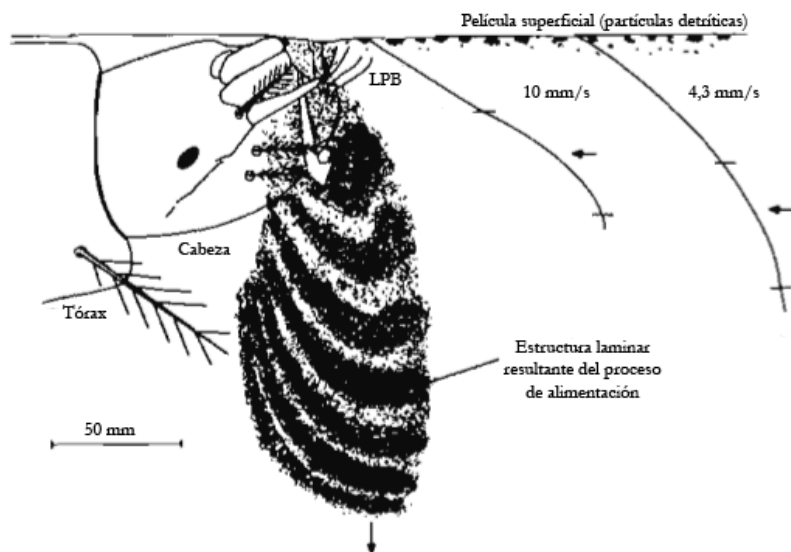


Fig. 1.4.2.1. Imagen ilustrativa sobre el proceso de filtración y creación de corrientes en larvas del género *Anopheles*. Destacar el papel de los cepillos palatales laterales (PBL).
Imágenes tomadas y modificadas de Clements, 1992.

➡ Larvas **colectoras-recogedoras** (figura 1.4.2.2): Estrategia basada en la resuspensión y posterior filtración de partículas detríticas adheridas a diferentes cuerpos sumergidos y/o, en función de la profundidad, al propio sustrato del biotopo larvario (Wallace & Merritt, 1980). Para llevar a cabo la tarea, vuelven a intervenir en el proceso los cepillos palatales laterales y las maxilas, produciendo el empaclado y la introducción del material en la cavidad bucal. Esta estrategia es empleada por los géneros *Aedes* y *Ochlerotatus*, aunque también por larvas del

género *Anopheles* con partículas adheridas a la película superficial del agua (figura 1.4.2.2) (Clements, 1992; Becker *et al.*, 2010).

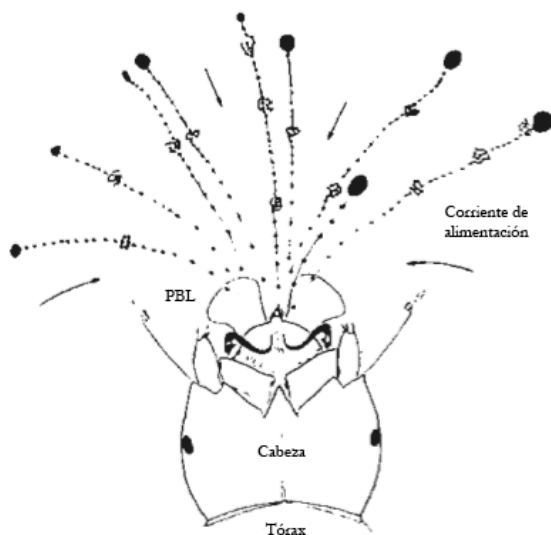


Fig. 1.4.2.2. Imagen ilustrativa sobre el proceso de recolección y resuspensión mediante corrientes de agua en larvas del género *Anopheles*. Destacar el papel de los cepillos palatales laterales (PBL). Imágenes tomadas y modificadas de Clements, 1992.

- ➡ **Larvas detritívoras:** Esta estrategia alimentaria está basada en la obtención de nutrientes a partir del biofilm adherido a la superficie de plantas y cuerpos sumergidos en el agua (Dyar, 1903), además de algas y protistas pedunculados que viven sobre éstos (Clements, 1992; Becker *et al.*, 2010).
- ➡ **Larvas trituradoras:** Al hablar de larvas trituradoras, se hace referencia a aquéllas cuya estrategia de alimentación está basada en el cercenamiento de pequeñas porciones corporales de invertebrados muertos o de plantas acuáticas (Clements, 1992; Becker *et al.*, 2010).
- ➡ **Larvas depredadoras:** Las larvas depredadoras son, tal y como dicta su nombre, auténticos depredadores de otros invertebrados presentes en la columna de agua. Depredan sobre organismos de distintos tamaños, incluso el de ellas mismas, valiéndose de poderosas mandíbulas dentadas que sujetan y dirigen el alimento hacia la cavidad bucal. Esta estrategia es utilizada por especies pertenecientes a los géneros *Toxorhynchites*, *Aedes*, *Psorophora* y *Culex* (Clements, 1992; Becker *et al.*, 2010).

Otro aspecto destacable del proceso de alimentación larvaria, es la ingesta de agua. A pesar de que las larvas de mosquito tragan el bolo alimenticio, formado en la

faringe, sin una ingesta aparente de agua (Wigglesworth, 1933; Nayar, 1966), sí ingieren un volumen considerable de la misma tanto en el momento de alimentarse como en ausencia de alimento (Aly & Dadd, 1989), observándose además, una correlación positiva en el aumento de la toma de agua con el tamaño corporal (Clements, 1992). Igualmente, este efecto es aún mayor al considerar a las larvas que se desarrollan en aguas de salinidad elevada, donde el proceso cobra una importancia capital como mecanismo de reposición del agua perdida por presión osmótica. Así, por ejemplo, se ha observado que ciertas especies modifican los ratios de ingesta hídrica en función de la salinidad del medio (Asakura, 1982) mientras que otras no lo hacen (Bradley & Phillips, 1977), aunque las especie eurihalinas siempre muestran ratios más elevados que las estenohalinas (Aly & Dadd, 1989).

En relación con el proceso de alimentación larvaria, conviene comentar la posición que, generalmente, ocupan las larvas de mosquitos en la columna de agua. Esta posición estará determinada, además, por otros muchos factores relevantes, tales como el modelo respiratorio empleado (que será comentado a continuación), la respuesta frente a estímulos y alteraciones en el agua, o el contacto directo con otras larvas.

Así pues, las larvas pueden medrar en la superficie del agua, en contacto directo con la interfase agua-aire filtrando los microorganismos que contiene; suspendidas en la columna, alimentándose de partículas, algas y protozoarios microscópicos; adheridas a hojas y cuerpos sumergidos, consumiendo el biofilm de la superficie de éstos o, en último lugar, desplazándose libremente para depredar sobre otros organismos de la misma columna de agua.

Por otra parte, otro factor que determinará enormemente la posición de un ejemplar en la columna para un momento dado, será el proceso respiratorio. Las larvas de los mosquitos son metapnéusticas, por lo que únicamente el par de espiráculos respiratorio emplazados en el octavo segmento abdominal son funcionales, a diferencia de los otros nueve pares, que únicamente juegan un papel para la sustitución del aparato traqueal en el momento de la muda (Clements, 1992). Estos espiráculos funcionales, quedan emplazados en el extremo distal de una estructura especializada de posición dorsal, denominada *sifón respiratorio*. Rodeados por un aparato espiracular constituido por cinco lóbulos abatibles, esta estructura se proyecta desde el hiponeuston (capa inferior adyacente a la superficie acuática) para obtener directamente aire atmosférico, motivo por el cual, las larvas de mosquito son considerados organismos aeropnéuticos. Todo ello conlleva una serie de modificaciones anatómicas y fisiológicas importantes, destinadas a la obtención del oxígeno necesario para el correcto funcionamiento metabólico del organismo. Así

pues, se puede encontrar especializaciones características de cada género para el proceso respiratorio:

- ➡ Las larvas de los anofelinos, carentes de sifón respiratorio, reposan en paralelo a la superficie del agua sustentadas por sedas hidrófugas características del género (denominadas palmitos), permitiendo el contacto directo entre los lóbulos espiraculares y el aire atmosférico.
- ➡ Los culicinos, en general, “cuelgan” de la superficie del agua manteniendo el extremo distal del sifón en contacto con el aire.
- ➡ Las larvas del género *Coquillettidia* y *Mansonia*, han desarrollado una adaptación específica, obteniendo el oxígeno necesario a través de los tejidos aeríferos de las plantas acuáticas. Para ello, cuentan con una modificación del sifón en forma de ganchos que perforan el aerénquima vegetal de las secciones sumergidas de las plantas. Debido a esto, las larvas de estos dos géneros de mosquitos, viven permanente sumergidas hasta la eclosión del imago.

Otro tipo de respiración que ha sido estudiada en las larvas de culícidos, es la respiración cuticular, a pesar de que no es un mecanismo común en el grupo. No obstante, tiene un valor adaptativo relevante, sobre todo en aquellas especies que requieran de largos periodos de apnea, ya sea para la obtención de alimento, refugio o respuesta a determinado estímulo. A pesar de ser un mecanismo válido, el coste fisiológico suele ser elevado, por lo que solo es utilizado en situaciones especiales, normalmente en aquellas especies que hibernan en estado larvario. Otro hecho destacable es que la cantidad de oxígeno disuelto en agua, varía en función de otros parámetros como el pH, la temperatura (en relación inversa), la tasa fotosintética, etc., además de que el incremento de tamaño corporal conlleva un engrosamiento cuticular, lo que dificulta el intercambio gaseoso mediante el uso de esta estrategia. Todo ello implica complejos mecanismos fisiológicos que marcarán el patrón respiratorio en función de los requisitos metabólicos de oxígeno y de la especie considerada (Clements, 1992).

1.4.3. Descripción de la pupa:

La pupa representa la fase de transición entre el estado larvario y el imago, momento en el que se produce la metamorfosis, por lo que es la forma áfaga del ciclo biológico de los mosquitos (Bercker *et al.*, 2010). Al contrario de lo que sucede con muchos insectos holometábolos, las pupas de los culícidos son móviles, unas excelentes nadadoras, a pesar de que la mayor parte del tiempo permanecen inmóviles en superficie como medida de reducción del gasto energético. Así pues, la natación de

la pupa se originará como respuesta a diferentes estímulos; como cambios lumínicos, vibraciones o alteraciones en la superficie o columna de agua que puedan traducirse en la presencia de un potencial depredador en el medio, etc. (Wesenberg-Lund, 1921).

La natación de las pupas se produce como consecuencia de potentes barridos verticales del abdomen, cuyo extremo caudal termina en dos paletas natatorias bien desarrolladas que proporcionan el impulso necesario al ofrecer resistencia física al agua (ver apartado 3.5.3).

Por otro lado, y al igual que la fase larvaria, la pupa es un estado aeropneústico; es decir, requiere de aire atmosférico para la respiración. Para ello, cuenta con dos estructuras especializadas en posición anterolateral denominadas cornetes, que cumplen con esta función. De nuevo, y en base a la ecología de la especie considerada, presentarán una serie de modificaciones específicas muy similares a las descritas para la fase larvaria. A modo de ejemplo, destacar los cornetes respiratorio de las pupas de los géneros *Mansonia* o *Coquillettidia*, modificados en forma de ganchos para perforar el parénquima aerífero vegetal del que obtienen el oxígeno (Becker *et al.*, 2010).

Otra característica destacable de las pupas, es que presentan flotabilidad positiva; es decir, tendencia a ascender en la columna de agua sin la participación activa de las estructuras natatorias. Este fenómeno es debido a la existencia de un espacio aerífero ventral, al que se abren los espiráculos respiratorios del primer segmento abdominal. A pesar de esto, esta estructura no juega ningún papel en el intercambio gaseoso (Christophers, 1960; Leung & Romoser, 1979).

La fase de pupa finaliza con la emergencia del imago, momento clave del ciclo biológico de los mosquitos. El proceso suele durar entre 15-20 minutos, tiempo durante el cual el mosquito queda inmóvil, quedando totalmente desprotegido y a merced de los depredadores o fenómenos que afecten a la estabilidad del agua (Becker *et al.*, 2010). Por ello, y momentos previos a que se produzca la emergencia, las pupas buscarán aquellos lugares del biotopo larvario más resguardados y protegidos hasta finalizar el proceso.

1.4.4. Descripción del imago:

Tras el proceso de emergencia, el nuevo adulto queda sustentado sobre el agua gracias a la conjunción de dos factores determinantes: sus cautelosos movimientos y la presencia de sedas hidrófugas en sus extremidades, las cuales lo sustentan por tensión superficial. A partir de este momento, tendrán lugar una serie de cambios fisiológicos en su organismo que permitirán completar el proceso de forma satisfactoria. En primer lugar, se produce un aumento en la presión de la hemolinfa

interna, lo que permite una correcta extensión de alas y extremidades; igualmente, se produce la expulsión de gotas del líquido presente en el interior del aparato digestivo, para unas horas después, disipar el aire atrapado en su interior. Es destacable el hecho de que, tras la emergencia, los adultos no han madurado completamente, por lo que se requerirán entre 1-2 días para ajustar totalmente el metabolismo basal (Gillett, 1983), además de un periodo de tiempo más extenso para la completa maduración de los órganos internos (Clements, 1992).

Apareamiento

Tras el total desarrollo de los adultos, los mosquitos buscan aparearse cuanto antes para completar su ciclo biológico. En general, el apareamiento de los imagos, tiene lugar en forma de enjambres (condición *eurígama*), que pueden estar compuestos por unos pocos individuos o miles de ellos (Takken *et al.*, 2006; Becker *et al.*, 2010), y en espacios abiertos superiores a 0,1 m³ (Roubaud, 1932). Las hembras penetran en el interior de estos enjambres para ser copuladas por los machos, durando el proceso menos de medio minuto (Clements, 1963). Tras esto, el macho segrega una sustancia que impide a la hembra volver a aparearse con otro macho durante el resto de su vida, quedando almacenado el esperma original en la espermateca, siempre en cantidad suficiente para fertilizar miles de huevos. A pesar de esta descripción, debemos puntualizar diciendo que existen variaciones al modelo de apareamiento en función de la especie considerada. Así, existen especies que no requieren de la formación de enjambres para el apareamiento (condición *estenógama*) (Becker *et al.*, 2010), siendo, por tanto, capaces de llevar a cabo el vuelo nupcial en espacios de reducido tamaño.

Alimentación

Una vez se han apareado, la búsqueda de un hospedador para la obtención de sangre que permita la maduración de los huevos se torna de vital importancia. Al respecto, comentar que la capacidad de dispersión varía considerablemente para cada especie, en función de una serie de factores como son la capacidad de vuelo, el tipo de hospedador preferente, estado fisiológico de la hembra y los factores ambientales predominantes (humedad, temperatura, iluminación, velocidad del viento, etc.). Se tiene constancia de especies que apenas se alejan unos centenares de metros desde el lugar de cría y otras que se desplazan decenas de kilómetros (Schaffner *et al.*, 2001). Así pues, para la localización de un hospedador adecuado, las hembras emplean todos los recursos a su alcance, basándose en el olfato (detección de CO₂, ácido láctico y compuestos fenólicos en general), la vista y los estímulos térmicos. De forma générica, el proceso puede ser dividido en tres fases (Sutcliffe, 1987):

1. Exhibición de un comportamiento dispersivo no orientada, aumentando la probabilidad de entrar en contacto con estímulos procedentes de un huésped potencial.
2. Comportamiento orientado hacia la localización del huésped potencial, resultante del contacto con estímulos procedentes de éste último. La fuerza del estímulo aumenta progresivamente con la cercanía del hospedador potencial.
3. Periodo atractivo dirigido hacia el hospedador potencial al ser reconocido como un hospedador adecuado en la cercanía.

Como ya se ha comentado con anterioridad, la ingesta de sangre es un requisito casi indispensable para la maduración de los huevos, pues las sustancias vegetales ingeridas por los machos, no reúnen la concentración proteica suficiente para llevar a cabo el proceso. Por este motivo, las hembras de los mosquitos cuentan con un elaborado aparato bucal, cuyas piezas están especializadas en perforar la piel de los hospedadores y conseguir la tan preciada sangre (Magnarelli, 1979; Clements, 1992).

Tras posarse sobre el hospedador, las hembras exploran la piel de éste durante unos segundos, tratando de localizar capilares sanguíneos para llevar a cabo la ingesta de sangre. Para completar este proceso, emplean las labelas cuyos receptores detectan cambios en la temperatura superficial de la piel, lo que suele ser indicativo de la presencia de capilares sanguíneos en la zona explorada (Davis & Sokolova, 1975). A pesar de que este proceso y el de selección de hospedador están bastante generalizados, se pueden evidenciar particularidades en función de la especie considerada. Existen hembras capaces de alimentarse de sustancias azucaradas y completar, al menos, un ciclo gonotrófico completo. Esta capacidad, denominada *autogenia* (Roubaud, 1929), permite realizar una puesta, generalmente de menor tamaño, empleando las reservas energéticas acumuladas durante la fase larvaria (Spielman, 1954), lo que permite maximizar la supervivencia en condiciones limitantes o de ausencia de hospedadores. El caso contrario a esta situación lo encontramos en aquellas hembras que no ingieren sustancias azucaradas para llevar a cabo la maduración ovárica, requiriendo estrictamente de la ingesta de sangre para realizar la puesta.

Otro aspecto interesante, son las diferencias que exhiben los mosquitos en sus comportamientos de alimentación y reposo. Existen especies que exhiben una clara preferencia a alimentarse en el interior de recintos cerrados (condición *endofágica*), mientras que otras lo hacen hacia espacios abiertos al exterior (condición *exofágica*). Por otro lado, las hembras que reposan tras alimentarse o durante el día en espacios

abierto al exterior son consideradas exofílicas (condición *exófila*) y las que lo hacen en espacios cerrados son consideradas endofílicas (condición *endófila*). De la misma forma que se establece esta clasificación, se puede establecer otra en función del hospedador predilecto para cada especie.

Así pues, aquellas hembras que se alimentan preferentemente de aves, son consideradas *ornitofílicas*; las que lo hacen sobre otros animales diferentes a las aves, son consideradas *zooofílicas* (Becker *et al.*, 2010); por último, aquellas especies que se alimentan preferentemente sobre humanos, son consideradas *antropofílicas* (Takken & Knols, 1990; Pates *et al.*, 2001). Sin embargo, existen autores que profundizan más en esta clasificación, diferenciando a las especies zooofílicas según se alimenten de mamíferos, aves o anfibios (Schäfer, 2004).

Hibernación

Un último aspecto que merece la pena ser comentado, es la capacidad que presentan muchas hembras para hibernar en estado adulto (géneros *Culex*, *Culiseta*, *Uranotaenia* y *Anopheles*). Para ello, buscan refugio durante el otoño, que posteriormente será abandonado en primavera cuando las temperaturas aumenten. En general, estas hembras emplearán lo que quede del cuerpo graso larvario como medio de obtención de energía, además de alimentarse intensamente de jugos vegetales azucarados como medio de obtención de lípidos, preparándose para la diapausa. Por otro lado, se sabe que hay hembras de especies pertenecientes al *complejo maculipennis*, que son capaces de realizar ingestas de sangre puntuales durante el invierno, como medida para soportar los largos periodos de hambruna (Clements, 1992).

Capítulo 2. Objetivos de la Tesis Doctoral

2.1. Estructura y justificación de la tesis doctoral

Como se ha dejado patente, los mosquitos constituyen uno de los grupos zoológicos de mayor relevancia en el ámbito de la entomología médica y la Salud Pública. Conocer su fenología, ecología y comportamiento, su diversidad y abundancia, así como los mecanismos que regulan sus dinámicas poblacionales, constituye una potente herramienta orientativa para la toma de decisiones en el ámbito del control de sus poblaciones.

Bajo estas premisas, los principales objetivos a alcanzar planteados en la presente tesis doctoral fueron los siguientes:

I. Objetivos generales:

- i. Describir sistemática, faunística y fenológicamente las especies de mosquitos (Diptera: Culicidae) detectadas en los parques naturales estudiados, con especial énfasis en aquellos aspectos novedosos relacionados con su biología, ecología y capacidad vectorial para la transmisión de enfermedades.
- ii. Describir la diversidad *alfa* (α), *beta* (β) y *gamma* (γ) de la fase larvaria de los mosquitos de los parques naturales (Tinença de Benifassà, Sierra de Irta, Macizo del Peñagolosa, Prat de Cabanes-Torreblanca, Desert de les Palmes, Puebla de San Miguel, Sierra de Espadán, Sierra Calderona, Hoces del Cabriel, Sierra de Mariola, Carrascal de la Font Roja, Salinas de Santa Pola y Hondo de Elche) y sus categorías asociativas (Sierras de Interior, Sierras Litorales y Marjales y Humedales), con el fin de sentar un marco referencial para futuras evaluaciones.
- iii. Realizar un estudio descriptivo y comparativo de la abundancia de las especies en estado larvario y explorar la relación de ésta con las características bióticas, abióticas y antrópicas del medio, a fin de incrementar el conocimiento de la ecología de los mosquitos.
- iv. Discutir el papel de los parques naturales de la Comunidad Valenciana (España) en la posible emergencia y/o reemergencia de enfermedades (arbovirosis, parasitosis y bacteriosis) transmitidas por las especies de mosquitos evidenciadas, poniendo especial interés en los aspectos legales que limitan las posibilidades de actuación en materia de control de mosquitos.

II. Objetivos particulares:

- (i) Analizar la relación entre la abundancia larvaria de las especies de mosquitos halladas y los diferentes parámetros físicos y químicos estudiados (altitud, pH,

conductividad, potencial redox, salinidad, temperatura y solutos en disolución) con la finalidad de explicar posibles semejanzas o diferencias faunísticas.

- (ii) Analizar la relación entre la tipología de biotopos muestreados y la abundancia larvaria de las especies de mosquitos evidenciadas, con la finalidad de explicar posibles semejanzas o diferencias faunísticas.
- (iii) Describir la riqueza y composición larvaria de culícidos de las tres categorías y los trece parques naturales (mencionados en el **objetivo general ii**), calculando para cada uno de ellos diferentes parámetros de su estructura como la diversidad, dominancia, riqueza y equidad, estableciendo un marco de referencia para futuros estudios versados sobre cambios en la diversidad de mosquitos ocasionados por efectos antrópicos.
- (iv) Ofrecer una ordenación de la diversidad mediante el empleo de los perfiles de diversidad de Rényi y analizar si esta ordenación coincide con un gradiente de conservación de los parques naturales.
- (v) Evaluar los componentes *alfa* (α) y *beta* (β) de la diversidad y determinar su contribución a la diversidad *gamma* (γ), tanto para las categorías como para los parques naturales de la Comunidad Valenciana.
- (vi) Explorar la utilidad de los modelos de abundancia de especies (serie geométrica, serie logarítmica, distribución log-normal y vara quebrada) como indicadores de disturbio en áreas naturales protegidas.

Capítulo 3. Material y métodos

3.1. Descripción del área de estudio: características generales

Descripción general de la Comunidad Valenciana

La Comunidad Valenciana se localiza al este de la Península Ibérica, tratándose de una estrecha franja de tierra de, aproximadamente, 23.255 Km² de extensión, que ocupa la parte central de la costa mediterránea española (latitud: 37°51'00"N/40°47'00"N; longitud: 02°09'00"W/04°12'00"E), frente a las Islas Baleares.

El territorio valenciano se encuentra dividido, siguiendo el eje norte-sur, en tres provincias: Castellón (6.632 Km² y 594.423 habitantes en 2011), Valencia (10.806 Km² y 2.563.342 habitantes en 2011) y Alicante (5.817 Km² y 1.852.166 habitantes en 2011) (según datos del Instituto Nacional de Estadística y el Instituto Valenciano de Estadística). La vegetación natural y seminatural, con un grado de influencia antrópica variable, cubre cerca del 51% de la superficie del territorio, mientras que el 49% restante, esta cubierto por núcleos urbanos, áreas industriales y paisajes agrícolas.

La población se concentra, principalmente, en la franja costera, la cual también acoge centros industriales y gran cantidad de infraestructuras turísticas. Por el contrario, el interior de la Comunidad Valenciana se encuentra sometido a procesos de despoblación, caracterizándose por su entorno de tipo rural, agrícola y ganadero.

3.1.1. Geomorfología

El paisaje de la Comunidad Valenciana es el resultado de la convergencia de dos cordilleras principales: el Sistema Ibérico y la Cordillera Bética. El primero de ellos, bordea el NE de España, por debajo de la depresión del río Ebro. Desde el País Vasco, alcanza Castellón y la parte norte de Valencia a través de dos grandes cadenas montañosas: Javalambre y El Maestrat, albergando ambas formaciones los picos más altos de la región, el Alto de las Barracas o Pico Calderón (1839 m) y el Peñagolosa (1818 m).

El paisaje de la mitad sur de la región, que comprende el sector meridional de la provincia de Valencia y toda la provincia de Alicante, está dominado por la Cordillera Bética, una cadena montañosa de orientación SO/NE. Se encuentra compuesta por varias cordilleras paralelas de menor entidad, como son la pre-Bética, sub-Bética, etc., albergando alguna de éstas los picos béticos más altos de la Comunidad Valenciana, los cuales se alzan por encima de los 1400 metros, pertenecientes a la cordillera pre-Bética.

La disposición orográfica de las principales formaciones montañosas de la Comunidad Valenciana, será la determinante de una serie de factores climáticos

característicos del territorio. En primer lugar, los vientos predominantes en la Comunidad Valenciana son de componente oeste, con una durabilidad comprendida entre 200 y 230 días al año, lo que significa que, antes de alcanzar la costa oriental de la Península, han atravesado la meseta central y la Sierra de Javalambre, por lo que llegan desprovistos de humedad y con una elevada temperatura (*efecto Föhn*). El viento de estas características, es conocido en nuestra comunidad bajo el nombre de Poniente, considerándose equivalente al Sirocco italiano o al Mestral francés. Como consecuencia de estos vientos, el clima valenciano exhibe dos rasgos característicos difíciles de encontrar en el resto del territorio europeo:

- (i) La existencia de dos periodos de fuerte sequía comprendidos entre diciembre y febrero, el primero de ellos, y julio y septiembre, el segundo.
- (ii) Una elevada frecuencia de incendios, provocados por el componente eléctrico de las tormentas, muy frecuentes durante la manifestación del mencionado *efecto Föhn*.

El primero de éstos rasgos climáticos, cobra una gran relevancia al ser éstos mismos vientos responsables de la aridez del este peninsular, los que originan un invierno lluvioso en el Oeste y, por tanto, determinan dos formas de clima mediterráneo: 1) el *clima Mediterráneo Atlántico tradicional*, con un único periodo seco durante el verano (dominante en el centro y sur de Portugal, en Extremadura, Andalucía occidental, La Mancha, Madrid, Castilla-León y el NO de Marruecos; 2) el *clima hiper-Mediterráneo*, caracterizado por presentar dos periodos secos, uno en verano y otro en invierno. Este tipo de clima afecta a los territorios que se extienden desde el río Ebro hasta Almería, abarcando las altitudes medias y bajas de la Comunidad Valenciana.

Otro hecho destacable de nuestra área de estudio, es la presencia de zonas semiáridas al NE de la provincia de Valencia, concretamente en la comarca del Camp del Túria, donde, por lo general, se alcanzan valores máximos de precipitación de 350 mm anuales.

3.1.2. Biogeografía y bioclimatología

El estudio de la diversidad y la distribución de la mayoría de organismos, tanto animales como vegetales, requiere del análisis de una serie de factores con clara influencia en sus ciclos vitales. En nuestro caso, los parámetros climáticos de mayor influencia son la temperatura y la precipitación; hecho que permite diferenciar un conjunto de espacios definidos por ambos parámetros en forma de termoclimas (determinados por la temperatura) y ombroclimas (determinados por la precipitación) (Rivas Martínez, 2004).

En la Comunidad Valenciana, se reconocen 4 termoclimas (*Termo-*, *Meso-*, *Supra-* y *Oromediterráneo*) y 3 ombroclimas (*Semiárido*, *Seco* y *Subhúmedo*), además de 2 termoclimas (*Infra-* y *Crioromediterráneo*) y 2 ombroclimas (*Árido* y *Húmedo*) adicionales, resultado de las condiciones mesoclimáticas del territorio. Así pues, podemos concluir diciendo que, tanto los termo como los ombroclimas, pueden ser identificados de forma intuitiva basando las franjas bioclimáticas y los sectores de humedad en rangos simples de temperatura y precipitación media.

Termoclimas: Valores para la media de la temperatura en °C (se indica entre paréntesis la abreviatura de cada termotipo. Los presentes en la Comunidad Valenciana corresponden a los tipos **TM**, **MM**, **SM** y **OM**):

- i. >19°C: Inframediterráneo (**IM**)
- ii. 19-17°C: Termomediterráneo (**TM**)
- iii. 17-13°C: Mesomediterráneo (**MM**)
- iv. 13-8°C: Supramediterráneo (**SM**)
- v. 8-4°C: Oromediterráneo (**OM**)
- vi. <4°C: Crioromediterráneo (**CM**)

Ombroclimas: Valores medios de la precipitación anual en mm (se indica entre paréntesis la abreviatura de cada ombrotipo. Los presentes en la Comunidad Valenciana corresponden a los tipos **A**, **SA**, **S**, **SH** y **H**):

- i. <200 mm: Árido (**A**)
- ii. 200-350 mm: Semiárido (**SA**)
- iii. 350-600 mm: Seco (**S**)
- iv. 600-1000 mm: Subhúmedo (**SH**)
- v. 1000-1600 mm: Húmedo (**H**)
- vi. >1600 mm: Hiperhúmedo (**HH**)

La combinación de los valores termo y ombroclimáticos, permite establecer las características bioclimáticas de una zona o región concreta. No obstante, merece la pena destacar que existen otros factores con capacidad para modificar este esquema, concretamente, el grado de litoralidad (proximidad al mar) y la orografía (Almenar Asensio *et al.*, 2000). De esta forma, podemos generalizar diciendo que las regiones más cercanas al Mediterráneo presentarán un termotipo **TM**, mientras que en las zonas interiores de mayor amplitud térmica, los termotipos predominantes, serán **MM** y **SM**. Sin embargo, a este esquema predominante podemos añadirle la variable orográfica, que puede modificar sustancialmente la climatología, transformando termoclimas tipo **TM** en termoclimas **MM** o **SM**, situados a muy pocos kilómetros de la costa. Algunos ejemplos de esta modificación bioclimática los encontramos en cumbres como el Puig Campana (1839 m) o como las presentes en la Sierra de Aitana (1558 m).

Con respecto a la pluviosidad del territorio valenciano, debemos decir que existe un gradiente positivo sur-norte sobre el que influencia, de manera notable, la orografía del terreno. En términos bioclimáticos, el ombrotipo predominante en la Comunidad Valenciana es el **S**, no obstante, se pueden encontrar extensas áreas de predominio **SH**, entre el que se intercala el único ombrotipo **H** de la comunidad, localizado en el límite entre las comarcas de La Safor y la Marina Alta. En el caso de

las regiones más meridionales, comprendiendo la práctica totalidad de la provincia de Alicante, además de algunas manchas aisladas en la provincia de Valencia, los ombrotipos predominantes son el **S** y el **SA**, intercalándose de nuevo el único representante de **A**, en la parte oriental de la comarca del Campo de Alicante.

3.1.3. Hidrografía y limnología

Otro de los aspectos más relevantes a considerar durante el desarrollo de un estudio larvario de dípteros culícidos, es el de la distribución de las grandes y medianas masas de agua a lo largo y ancho del territorio. Así pues, es indispensable conocer los aspectos generales de la hidrografía valenciana y los pormenores de las masas de agua aisladas, tanto en las zonas de interior como en las zonas costeras.

Con respecto a la hidrografía, podemos decir que el territorio valenciano reparte sus aguas entre tres grandes cuencas hidrográficas, la del Turia, la del Júcar y la el Segura, además de muchos otros pequeños ríos del ángulo noroeste que vierten directamente al Ebro. Ninguno de los grandes ríos valencianos nace en la región, por lo que son considerados como ríos alóctonos; además de que sólo los que nacen en la Cordillera Ibérica han logrado crear una auténtica red hidrográfica. Aparte de ellos, existen también una gran cantidad de barrancos y pequeñas escorrentías que vierten sus aguas directamente al mar.

Entre los ríos alóctonos, nacidos fuera del territorio valenciano, cabría destacar a dos de ellos como los más importantes: el Segura (de 325 km de longitud) que nace en Fuente Segura (Jaén), y el Júcar (de 498 km de longitud) que nace en Ojuelos de Valdeminguete (Cuenca). También destacan, aunque con una cuenca más reducida, el río Mijares, de 156 km, que nace en la sierra de Gúdar (Teruel) y el Turia, de 280 km, que nace en la Muela de San Juan (sierra de Albarracín, Teruel) y que desemboca en Valencia. Otro hecho destacable es que, a excepción del Segura que nace en las cordilleras Béticas, los demás ríos lo hacen en el Sistema Ibérico.

Estos ríos presentan un caudal permanente, si bien son acusados los estiajes y muy temidas sus crecidas otoñales, capaces de causar inundaciones en sus llanuras aluviales (de norte a sur: la Plana, la Huerta, la Ribera y la Vega). Todos ellos, sufren un intenso aprovechamiento hídrico mediante presas hidráulicas que derivan sus aguas para el consumo humano, industrial, turístico y, sobre todo, agrícola, siendo la base de los prósperos regadíos valencianos.

Por otra parte, los denominados ríos autóctonos, nacidos en el interior del territorio valenciano, se caracterizan por ser ríos cortos, de cauce irregular y escaso, con cuencas pequeñas y gran desnivel en su recorrido al nacer en las sierras próximas a la costa. Como característica principal, destacar que suelen presentar grandes estiajes,

3.2. Los parques naturales de la Comunidad Valenciana

Esta variedad de hábitats y su elevada biodiversidad asociada, han llevado a la Generalitat Valenciana, a proteger una serie de territorios bajo las diferentes figuras de parques y reservas naturales. En la actualidad, el *Catálogo de parques naturales de la Comunidad Valenciana* (GVA, 2006) cuenta con un total de 23 territorios protegidos bajo esta figura (**figura 3.2.1**), que, siguiendo su ordenación norte-sur, son listados a continuación: la Tinença de Benifassà, la Sierra de Irta, el Macizo del Peñagolosa, el Prat de Cabanes-Torreblanca, el Desert de les Palmes, la Puebla de San Miguel, la Sierra de Espaderna, Chera-Sot de Chera, el Río Túria, las Hoces del Cañón de San Vicente.



Fig. 3.2.1. Mapa representativo de la localización de los *parques naturales de la Comunidad Valenciana*. Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Marjal de Pego-Oliva, El Montgó, la Sierra de Mariola, el Peñón de Ifac, el Carrascal de la Font Roja, la Sierra Gelada, el Hondo de Helche, las Salinas de Santa Pola, la laguna salada de la Mata-Torre Vieja y la Sierra de Escalona y Dehesa de Campoamor.

Paralelamente, el mismo catálogo, organiza los parques naturales en distintas tipologías de acuerdo con sus características naturales, paisajísticas, orográficas, hídricas, etc., en las siguientes categorías: a) Islas, b) Humedales, c) Bosques ripícolas mediterráneos, d) Sierras litorales y e) Sierras de interior. Para llevar a cabo esta tarea de ordenación, clasificación y gestión de los espacios naturales protegidos, la Generalitat Valenciana se sirve de una serie de elementos de gestión, sobre los que se ha diseñado la metodología de la presente tesis doctoral. El primero de los elementos comentados es el denominado *Plan de Ordenación de Recursos Naturales (PORN)*, cuya finalidad básica es definir y señalar el estado de conservación de los recursos naturales y ecosistemas dentro de su ámbito territorial; mientras que, el segundo elemento, el cual constituye el marco en que han de desenvolverse las actividades directamente ligadas a la declaración del espacio natural protegido y, en particular, la investigación, el uso público y la conservación, protección y mejora de los valores ambientales, son los denominados *Planes Rectores de Uso y Gestión (PRUG)*.

3.2.1. Procedencia del material estudiado: descripción tipológica general de los biotopos larvarios muestreados

Debido a la naturaleza del estudio planteado, los lugares de procedencia del material analizado han sido muy diferentes y de variada tipología. Dado que su descripción uno a uno supondría una tarea excesiva, se ha considerado oportuno agrupar en categorías los distintos biotopos larvarios muestreados, describiendo las características principales de los mismos en función de su tipología. A continuación, se presenta un listado de estas categorías, con la descripción de sus características definitorias y de imágenes ilustrativas acerca de los mismos:

- a. **Abrevaderos (figura 3.2.1.1):** Dentro de esta categoría, incluimos todas aquellas construcciones destinadas al abrevado de, generalmente, ganado; aunque también son empleados por animales salvajes como recurso para satisfacer sus necesidades hídricas, o para el desarrollo de otros organismos que requieren del medio acuático en una de sus fases de desarrollo. En general, suelen ser construcciones sólidas, de unos cuantos metros de longitud (entre 5 y 7 metros de media) y una profundidad no mayor de 70 cm. Los materiales empleados varían desde la madera, la piedra y el hormigón hasta metal o incluso plástico. Suelen presentar vegetación acuática asociada (sobre todo aquellos emplazados en áreas naturales) que arraiga en el sustrato del fondo, además de comunidades de algas bien desarrolladas adheridas a sus paredes.

Igualmente, es común encontrar en ellos representantes de diferentes familias zoológicas, aunque entre las mejor representadas encontramos a los anfibios y los insectos.



Fig. 3.2.1.1. Fotografías de la clase *abrevadero*. Imagen izquierda: abrevadero de Castell de Cabres (P. N. de la Tinença de Benifassà); imagen derecha: *Fuente de Gadea* en Venta del Moro (P. N. de las Hoces del Cabriel).

- c. **Balsas y bebederos (figuras 3.2.1.2a-3.2.1.2b):** Las balsas constituyen otra categoría de biotopos larvarios asiduamente muestreados a lo largo del estudio. Se ha considerado como tales todos aquellos huecos del terreno, tanto naturales como artificiales, que se llenan de agua, ya sea de forma natural o artificialmente.



Fig. 3.2.1.2a. Fotografías de la clase *balsas*. Imagen izquierda: balsas de la *Microrreserva del Bolavar de Castell de Cabres* (P. N. de la Tinença de Benifassà); imagen derecha: balsa en Villamalur (P. N. de la Sierra de Espadán).

Con una capacidad hídrica variable, muchas de las balsas muestreadas, son construcciones empleadas para el almacenamiento de aguas destinadas al riego, aunque otras, son el resultado de la acumulación de agua de lluvia como consecuencia de la orografía del terreno. Por estos motivos, es innegable su relación antrópica directa, haciendo susceptible a la población humana de tipo rural a la presencia permanente de los mosquitos que se desarrollan en ellas. Una variante de esta categoría son los bebederos

para animales, cuyas características son muy similares a las de las balsas, con la única excepción de ser de dimensiones mucho más reducidas.



Fig. 3.2.1.2b. Fotografías de la clase *bebederos*. Imagen izquierda: bebedero para animales del *Mas de Tetuán* (P.N. del Carrascal de la Font Roja); imagen derecha: bebedero para animales del *Mas de la Rambla* (P.N. de la Serra de Mariola).

- d. **Barrancos y ramblas (figura 3.2.1.3):** Consideramos como barrancos todos aquellos parajes formados por una profunda ruptura en la tierra producida por las corrientes de agua o por otras causas. En general, los barrancos se caracterizan por su régimen de aguas fluctuante, de tipo torrencial, sobre todo durante los periodos de lluvias.



Fig. 3.2.1.3. Fotografías de la clase *barranco*. Imagen izquierda: *Barranc del Miravet* de la *Font del Perelló* en Cabanes (P. N. del Desert de les Palmes); imagen derecha: *Barranco del Regajo de la Peña* en Villahermosa del Río (P. N. del Macizo del Peñagolosa).

El agua suele quedar retenida en pequeñas depresiones del terreno, oquedades rocosas del lecho, etc. En consecuencia, la presencia de organismos vivos suele estar marcada por las épocas de escorrentía, durante las que se produce un gran arrastre de materiales; mientras que en épocas de sequía, el lecho vuelve o tiende a ser ocupado por plantas y animales, desarrollándose en las aguas retenidas una gran variedad de algas y otros microorganismos.

- e. **Bidones y cubos (figura 3.2.1.4):** Esta categoría representa todos aquellos *contenedores* de tipología similar a un bidón estándar. Se trata de utensilios empleados para almacenar agua, generalmente procedente de las lluvias, emplazados en las cercanías de alguna propiedad o vivienda. Construidos con materiales muy variados, suele predominar el plástico y el metal. Con capacidad para retener cantidades muy variables de agua, que oscilan entre los 10 litros (cubos) y 200-250 litros (grandes bidones) aproximadamente.



Fig. 3.2.1.4. Fotografías de la clase *bidones y cubos*. Imagen izquierda: cubo y bidones en *el Censal* de la Poblada de Tornesa (P. N. del Desierto de las Palmas); imagen derecha: *Vega del Río Turia* en Ademúz (P. N. de la Puebla San Miguel).

- f. **Dendrotelmas (figura 3.2.1.5):** Las dendrotelmas son oquedades formadas en el tronco y ramas de árboles de determinado porte. En general, suelen presentar morfología oval, con unas dimensiones que pueden variar desde unos pocos centímetros hasta casi un metro de diámetro.



Fig. 3.2.1.5. Fotografías de la clase *dendrotelmas*. Imagen izquierda: dendrotelma en chopera (*Populus alba*) junto al *Rio Polop* (P.N. del Carrascal de la Font Roja); imagen derecha: dendrotelma en *Platanus hispanica*, término municipal de Gátova (P.N. de la Sierra de Espadán).

Fuertemente dependientes de las precipitaciones, presentan una elevada concentración de taninos procedentes del mismo árbol que alberga el biotopo larvario, y la gran cantidad de materia vegetal en descomposición que yace en el fondo del hueco. Sus características fisicoquímicas

particulares hacen que estos ambientes acuáticos solo sean explotados por un reducido número de especies de mosquito.

- g. **Canales y acequias (figura 3.2.1.6):** Otra tipología de biotopos muestreados de forma asidua fueron los canales y acequias de agua para riego. Estos ambientes pueden ser colonizados por peces depredadores que merman las poblaciones larvarias de mosquitos presentes, aunque, aún así, es posible seguir obteniendo muestras viables de los mismos.



Fig. 3.2.1.6. Fotografías de la clase *canales y acequias*. Imagen izquierda: canal del *Azarbe del Convenio Nuevo* del Realengo (P. N. del Hondo de Elche); imagen derecha: tramo de la *Séquia de la Platja Llisa* en Santa Pola (P. N. de las Salinas de Santa Pola).

En general, se trata de conducciones artificiales excavadas en el terreno o construidas con materiales de obra como hormigón, cemento o metal. Suelen asociar vegetación abundante, comunidades de algas y microorganismos, acompañadas siempre de diversos tipos de fauna.

- h. **Charcas y lagunas (figura 3.2.1.7):** Esta tipología hace referencia a depósitos naturales de agua, generalmente dulce y de carácter permanente, de dimensiones inferiores a las de un lago.



Fig. 3.2.1.7. Fotografías de la clase *charcas y lagunas*. Imagen izquierda: laguna salada en Torrelasal (P. N. del Prat de Cabanes-Torreblanca); imagen derecha: charca del *Mas de les Arxiles* en Vallibona (P. N. de la Tinença de Benifassà).

No obstante, la peculiar situación de nuestra comunidad y su posición con respecto al mar, propicia la existencia de lagunas litorales cuyas aguas presentan elevados niveles de salinidad (aguas generalmente caracterizadas como oligosalibres y salobres), y, por ende, toda una fauna y flora asociada específicamente adaptada a estas condiciones ecológicas. A pesar de que, al igual que sucede en los canales y acequias, suelen asociar piscifauna depredadora, es posible obtener muestras de los márgenes, donde el agua es más somera y la vegetación abundante.

- i. **Encharcamientos (figura 3.2.1.8):** La tipología *encharcamientos* hace referencia a todas aquellas partes del terreno (como pequeñas depresiones) cubiertas por aguas de carácter temporal, en la mayoría de las ocasiones procedente de las precipitaciones. En general, cumple la premisa de estar constituida por aguas someras expuestas a una intensa evaporación, constituyéndose como un recurso hídrico escaso en el tiempo y, por tanto son clasificados como cuerpos hídricos de carácter temporal. Del mismo modo, suelen presentar asociaciones animales y vegetales escasas, normalmente, de carácter oportunista que requieran de un periodo corto de tiempo para completar su ciclo biológico o, al menos, una parte del mismo.



Fig. 3.2.1.8. Fotografías de la clase *encharcamiento*. Imagen izquierda: encharcamiento sobre terreno en *les Casetes dels Asarins* en Banyeres de Mariola (P. N. de la Serra de Mariola); imagen derecha: encharcamiento sobre roca en el barranco de *les Hortes de Benitandús* en Alcudia de Veo (P. N. de la Sierra de Espadán).

- j. **Fuentes, manantiales y surgencias (figura 3.2.1.9):** La clasificación de esta tipología, se basó en la siguiente definición *manantial de agua que brota de la tierra* (proporcionada por la R.A.E.). No obstante, incluimos aquí también todas aquellas construcciones que permiten el acceso al agua canalizada desde manantiales o depósitos. En consecuencia, las fuentes suelen presentar, en mayor o menor medida, cierto grado de antropización, puesto que el hombre siempre las ha empleado como medio de acceso al agua.

Suele tratarse de surgencias de aguas frescas que asocian importantes comunidades vegetales y faunísticas.



Fig. 3.2.1.9. Fotografías de la clase *fuentes, manantiales y surgencias*. Imagen izquierda: *Font de la Burra* en Banyeres de Mariola (P. N. de la Serra de Mariola); imagen derecha: *Font de la Venta* en Villahermosa del Río (P. N. del Macizo del Peñagolosa).

- k. **Pozos (figura 3.2.1.10):** Dentro de esta tipología, se han considerado todos los biotopos larvarios representados por perforaciones profundas en la tierra en contacto directo con una vena de agua. En general, los pozos se caracterizan por ser ambientes de aguas frías, contar con un elevado grado de humedad y estar aislados de la insolación directa. No obstante estas características, se ha podido constatar la presencia de comunidades de algas y vegetales arraigados al sustrato del fondo, así como la existencia de diferentes tipos de fauna, entre los que predominan, como viene siendo habitual, los anfibios y los insectos.



Fig. 3.2.1.10. Fotografías de la clase *pozos*. Imagen izquierda: *Pou del Mas de Tetuan* en Alcoy (P. N. del Carrascal de la Font Roja); imagen derecha: *Pou del Moro* en Peñíscola (P. N. de la Sierra de Irta).

- l. **Ríos, arroyos, riachuelos y escorrentías (figura 3.2.1.11):** Esta categoría engloba a todas aquellas masas de agua que, de una forma u otra, discurren por la superficie del terreno. En el caso de los ríos, de aguas generalmente lólicas, el muestreo larvario fue llevado a cabo en los márgenes y riberas

remansados, donde la vegetación es abundante, propiciando el sustento de la fauna y evitando el arrastre de la misma por la corriente.

El carácter léntico de las aguas de arroyos, riachuelos y escorrentías permitió llevar a cabo el muestreo en diferentes partes componentes de los mismos. En general, siempre existe una variada flora y fauna asociada a estos ecosistemas, siempre variable en función de las características propias de cada uno de ellos.



Fig. 3.2.1.11. Fotografías de la clase *río, arroyos, riachuelos y escorrentías*. Imagen izquierda: remanso del *Río Carbo* en Villahermosa del Río (P. N. del Macizo de Peñagolosa); imagen derecha: remanso del *Río de Veo* en Benintandús (P. N. de la Sierra de Espadán).

3.2.2. Agrupaciones de los parques naturales:

El estudio sistemático de la biodiversidad presentado en esta tesis doctoral, ha sido realizado con material capturado en 13 de los 23 parques naturales de la Comunidad Valenciana. De esta manera, se ha estudiado la diversidad de casi todas las categorías incluidas en el catálogo, cubriéndose por completo los bioclimas, tanto termotipos como ombrotipos, representados en el territorio valenciano. A continuación, se ofrece una descripción de las características particulares de los parques en los que se ha obtenido el material objeto de estudio del presente trabajo.

3.2.2.1. Sierras de interior (SINT):

3.2.2.1.1. El Parque Natural de la Tinença de Benifassà

Localización y generalidades

Emplazado al norte de la provincia de Castellón y ejerciendo de frontera natural con la provincia de Tarragona, el Parque Natural de la Tinença de Benifassà fue declarado como tal, el 19 de mayo de 2006 por el *decreto 70/2006* del Consell. Abarca unas 5.000 ha, afectando a casi 26.000 ha con su *Plan de Ordenación de Recursos Naturales* (PORN). Se extiende por la comarca histórica del mismo nombre y el término de Vallibona (**figura 3.2.2.1.1.1**).

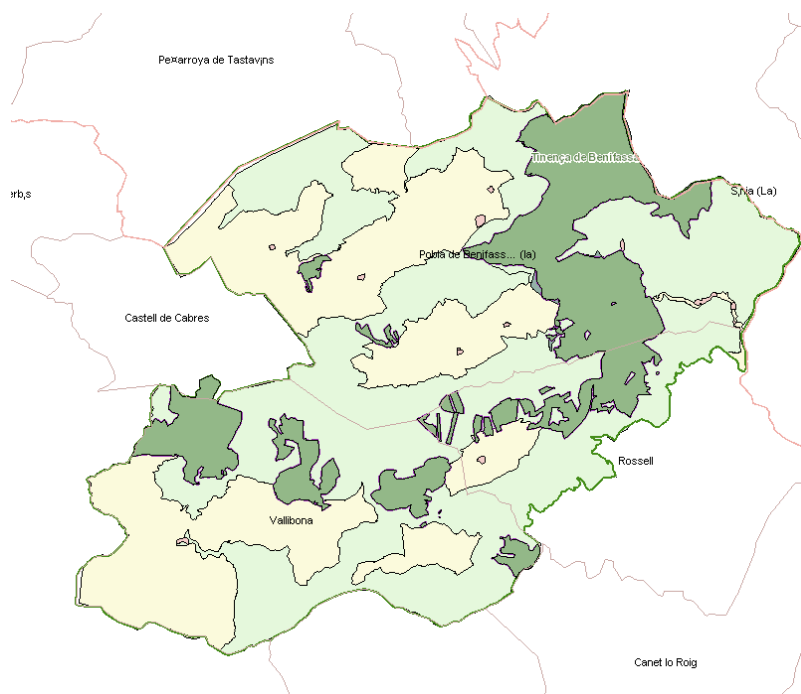


Fig. 3.2.2.1.1.1 Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural de la Tinença de Benifassà.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

En este territorio se encuentran los ríos Sénia y Cèrvol (también llamado río de Les Corses) que surcan los últimos contrafuertes del sistema ibérico. Comprende las poblaciones de la Poble de Benifassà, Coratxà, El Boixar, Fredes, El Ballestar, Bel (Rosell), Vallibona y Castell de Cabres.

Entre los hábitats acuáticos más representativos del parque destacan:

- (i) *Las masas de agua calcáreas con vegetación acuática*: Se trata de cuerpos de agua desarrollados sobre sustratos ricos en carbonatos, con vegetación acuática dominada por algas verdes de la familia de las caráceas, típicas de estos ambientes. La fauna de las lagunas depende, sobre todo, del tamaño de la masa de agua, variando desde serpientes de agua hasta aves acuáticas.
- (ii) *Los ríos Mediterráneos*: Aunque dentro del parque es posible hallar multitud de ríos y torrentes, solo dos de ellos tienen caudal permanente dentro del ámbito del PORN, siendo éstos los ríos Sénia y Cèrvol. Sus riberas se encuentran colonizadas por vegetación de bajo porte que proporciona baja cobertura, y que se encuentra especializada para soportar las crecidas temporales de caudal. En estas

condiciones pueden sobrevivir pocas especies, entre las que destacan algunas de los géneros *Mercurialis*, *Scrophularia*, *Andryala* o *Lactuca* así como plantas propias de pedregales, como *Glacium*, *Galeopsis* y *Rumex*. La fauna de los ríos mediterráneos es diversa, ya que contiene especies fluviales pero también otras de zonas próximas que acuden a beber, desde insectos hasta grandes mamíferos, así como una rica comunidad de aves.

En general, la fauna del parque es muy abundante y rica en especies. Aunque las aves, principalmente las rapaces, son el grupo más diverso de vertebrados presentes en la Tinença de Benifassà, la especie más representativa es la cabra montés (*Capra hispanica*), a pesar de que destacan por su gran abundancia las rapaces, entre las que se puede observar el águila real (*Aquila chrysaetos*) y culebrera (*Circaetus gallicus*), halcón peregrino (*Falco peregrinus*) y buitre leonado (*Gyps fulvus*). Además, encontramos dos interesantes reservas de fauna que proporcionan especial protección, entre otros, al cangrejo de río autóctono (*Austropotamobius pallipes*), el sapo común (*Bufo bufo*), el gallipato (*Pleurodeles waltl*) y la mariposa luna o isabelina (*Graellsia isabellae*).

En cuanto a flora, existen abundantes bosques de pino carrasco o blanco (*Pinus halepensis*), laricio (*Pinus nigra*) y silvestre (*Pinus sylvestris*), carrascales (*Quercus ilex*), robledales valencianos (*Quercus faginea*) y bosques de ribera. Estas formaciones se encuentran especialmente protegidas y representadas en las trece microrreservas de flora que podemos encontrar en el área del PORN dando una especial protección a especies amenazadas o endémicas del parque. Además, la Tinença de Benifassà se encuentra protegida por tratarse de un lugar de interés comunitario (LIC) y por ser una zona de especial protección para las aves (ZEPA).

Climatología

El bioclima del Parque Natural de la Tinença de Benifassà, está catalogado como *mediterráneo pluviestacional continental* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008), con una clasificación termotípica comprendida entre **SM** y **MM**, y ombrotípica **SH** (GVA, 2003). Esto, se traduce en temperaturas medias anuales comprendidas entre los 3-35°C, con mínimas inferiores a los -5,0 °C (con un mínimo registrado de -5,65 °C durante el periodo de estudio), por lo que las heladas y las nieves son constantes durante la época invernal.

Igualmente, los máximos pluviométricos anuales quedan comprendidos entre los 600-1000 mm, con picos cíclicos máximos registrados durante los meses de primavera (abril-mayo) y principios de otoño (septiembre-octubre-noviembre) (**figura 3.2.2.1.1.2**).

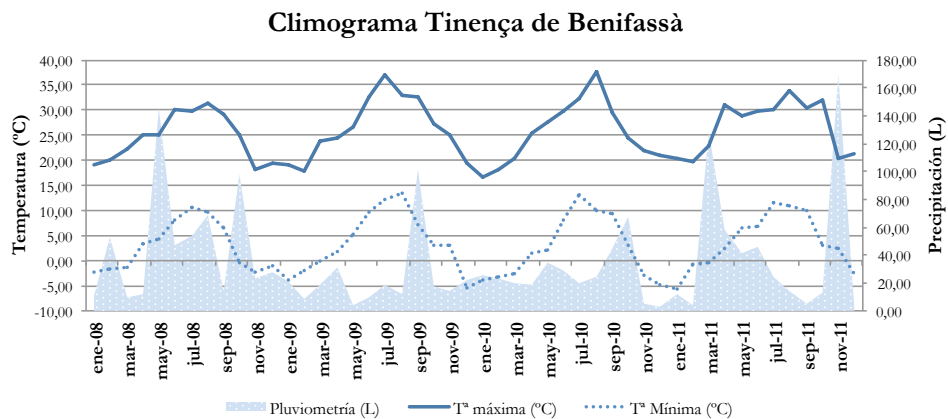


Fig. 3.2.2.1.1.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural de la Tinença de Benifassà.
Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estación climatológica de Vallibona*.
Disponible en: <http://www.ceam.es>

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de la Tinença de Benifassà, se seleccionaron un total de **34 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.1.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, así como las referentes a la localización del hábitat en particular y su tipología.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Pobla de Benifassà	TB-01	N40°39'22,8"/E000°09'26,4"	670	Balsa
Pobla de Benifassà	TB-02	N40°39'22,8"/E000°09'26,4"	670	Bidón
Chert	TB-03	N40°31'03,9"/E000°07'11,2"	458	Barranco
Chert	TB-04	N40°31'25,4"/E000°09'17,0"	452	Barranco
Canet lo Roig	TB-05	N40°33'22,7"/E000°15'58,6"	250	Canal
Canet lo Roig	TB-06	N40°32'45,4"/E000°14'38,6"	259	Escorrentía
Castell de Cabres	TB-07	N40°39'42,6"/E000°02'37,4"	1124	Abrevadero
Castell de Cabres	TB-08	N40°38'37,4"/E000°03'33,8"	1103	Abrevadero
Castell de Cabres	TB-09	N40°38'55,1"/E000°02'56,5"	1110	Balsa
Vallibona	TB-10	N40°37'11,1"/E000°01'38,9"	968	Pozo
Vallibona	TB-11	N40°37'14,9"/E000°01'35,9"	986	Balsa
Vallibona	TB-12	N40°37'36,1"/E000°01'16,0"	865	Manantial
Fredes	TB-13	N40°42'16,3"/E000°10'29,6"	1100	Abrevadero
Boixar	TB-14	N40°40'46,7"/E000°05'20,5"	1220	Acequia
Coratxà	TB-15	N40°41'29,8"/E000°05'24,3"	1192	Barranco
Coratxà	TB-16	N40°42'16,0"/E000°06'29,7"	901	Río

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Coratxà	TB-17	N40°42'43,4"/E000°05'34,2"	848	Barranco
Herbés	TB-18	N40°43'27,5"/E000°04'25,2"	751	Río
Bel	TB-19	N40°37'31,6"/E000°09'43,8"	910	Bebedero
Bel	TB-20	N40°37'12,9"/E000°09'36,6"	972	Balsa
Bel	TB-21	N40°37'15,0"/E000°09'36,0"	965	Bidón
Bel	TB-22	N40°37'39,0"/E000°10'54,2"	849	Balsa
Bel	TB-23	N40°37'40,2"/E000°10'53,5"	854	Balsa
Castell de Cabres	TB-24	N40°38'40,0"/E000°03'09,5"	1120	Balsa
Castell de Cabres	TB-25	N40°38'39,3"/E000°03'09,8"	1096	Pozo
Vallibona	TB-26	N40°36'36,0"/E000°03'01,8"	774	Encharcamiento
Castell de Cabres	TB-27	N40°39'31,7"/E000°03'03,9"	1058	Manantial
Castell de Cabres	TB-28	N40°38'38,8"/E000°03'33,8"	1102	Pozo
Castell de Cabres	TB-29	N40°37'40,4"/E000°02'42,5"	1026	Abrevadero
Boixar	TB-30	N40°40'27,1"/E000°07'34,2"	1070	Charca
Castell de Cabres	TB-31	N40°39'39,3"/E000°02'33,3"	1132	Fuente
Vallibona	TB-32	N40°37'09,9"/E000°01'39,5"	951	Abrevadero
Castell de Cabres	TB-33	N40°39'38,9"/E000°02'34,0"	1129	Fuente
Vallibona	TB-34	N40°37'15,2"/E000°01'49,3"	946	Encharcamiento

Tab. 3.2.2.1.1.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural de la Tinença de Benifassà. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital así como la tipología de los biotopos larvarios muestreados.

3.2.2.1.2. El Parque Natural del Macizo del Peñagolosa

Localización y generalidades

Emplazado al noroeste de la provincia de Castellón, el Parque Natural del Macizo del Peñagolosa queda localizado entre los términos municipales de Vistabella del Maestrazgo, Chodos y Villahermosa del Río, representando un hito geográfico de primer orden (**figura 3.2.2.1.2.1**). Con 1.094,45 ha de extensión, comprende el monte de utilidad pública de Sant Joan de Peñagolosa y su pico más elevado (1.814 m de altitud), considerado el techo de la Comunidad Valenciana. En las últimas estribaciones del sistema Ibérico y la cordillera costero-catalana, el Macizo del Peñagolosa forma parte de una encrucijada de ambientes geológicos, biológicos, culturales y sociales. Esta tierra de transición entre los pueblos de interior y los pueblos cercanos a la costa impregna el carácter de sus pobladores, acostumbrados a los rigores del clima que caracteriza esta área natural.

La gran biodiversidad reinante en el Macizo del Peñagolosa está originada por los diferentes substratos calcáreos y silíceos y por la combinación de los climas continental y mediterráneo. La vegetación que se desarrolla en el parque natural varía en función de la altitud y la geología. En las cotas más bajas crece el pino negral (*Pinus*

nigra), a la solana y con substrato silíceo encontramos el pino rodeno (*Pinus pinaster*) y en las umbrías y tierras altas predomina el pino albar (*Pinus sylvestris*). También es frecuente observar formaciones de sabina albar (*Juniperus thurifera*). Cabe destacar la presencia de roble valenciano (*Quercus faginea*), el tejo (*Taxus baccata*) e importantes formaciones de melojo (*Quercus pyrenaica*). El barranco de la Pegunta constituye una microrreserva vegetal, que favorece la conservación de una zona de menos de veinte ha, de especies botánicas raras, endémicas o amenazadas como la campanilla de invierno (*Galanthus nivalis*), la lechuguilla del bosque (*Hieracium valentinum*), el acebo (*Ilex aquifolium*) y el tejo (*Taxus baccata*).

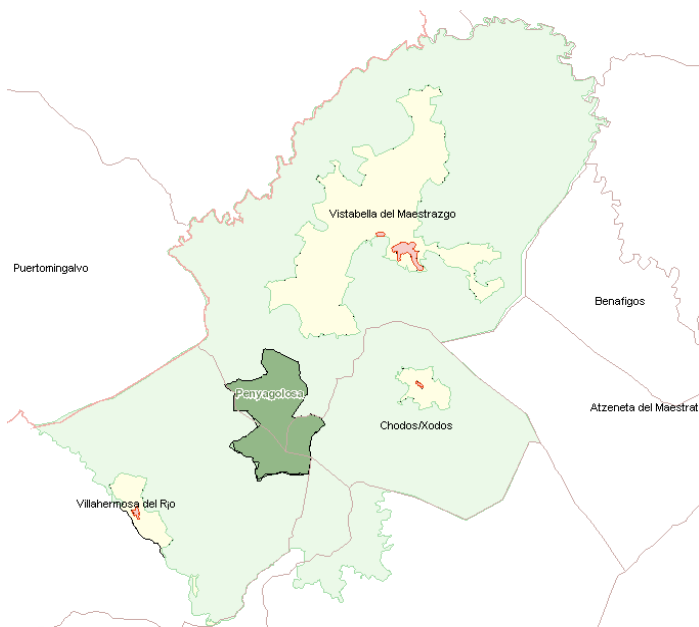


Fig. 3.2.2.1.2.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural del Macizo del Peñagolosa.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

Entre la fauna asociada al ecosistema del Peñagolosa, destaca la ornitofauna de grandes rapaces diurnas y nocturnas, como el águila real (*Aquila chrysaetos*), el águila perdicera (*Hieraetus fasciatus*) o el búho real (*Bubo bubo*). También es relevante la presencia del piquituerto (*Loxia curvirostra*), el pico picapinos (*Dendrocopos major*) y de la chova piquirroja (*Pyrrhocorax pyrrhocorax*). Entre los mamíferos es importante la presencia del gato montés (*Felis silvestris*), la cabra montés (*Capra pyrenaica*), la gineta (*Genetta genetta*), el tejón (*Meles meles*) y el corzo (*Capreolus capreolus*), además de la mayor población de murciélago troglodita (*Miniopterus schreibersii*) conocida en la comunidad. Por último, entre la herpetofauna, destaca la lagartija roquera (*Podarcis muralis*), que

mantiene en el Peñagolosa una de las más importantes poblaciones de la Comunidad Valenciana. Por último, destacar de entre la fauna invertebrada, las mariposas isabelina (*Graellsia isabellae*) y apolo (*Parnassius apollo*), bien representadas en este parque natural.

Climatología

El bioclima del Parque Natural del Macizo del Peñagolosa, está catalogado como *submediterráneo templado oceánico* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008), con una clasificación termotípica comprendida entre **SM** y **OM** (siendo uno de los dos puntos del territorio valenciano con la catalogación **OM**), y ombrotípica **SH** (GVA, 2003); lo que se traduce en temperaturas medias anuales comprendidas entre los 0-23 °C, con mínimas inferiores a los -10,0 °C (con un mínimo registrado de -16,8 °C durante el periodo de estudio), por los que las heladas y las nieves son constantes durante la época invernal, final del otoño y principio de primavera (**figura 3.2.2.1.2.2**).

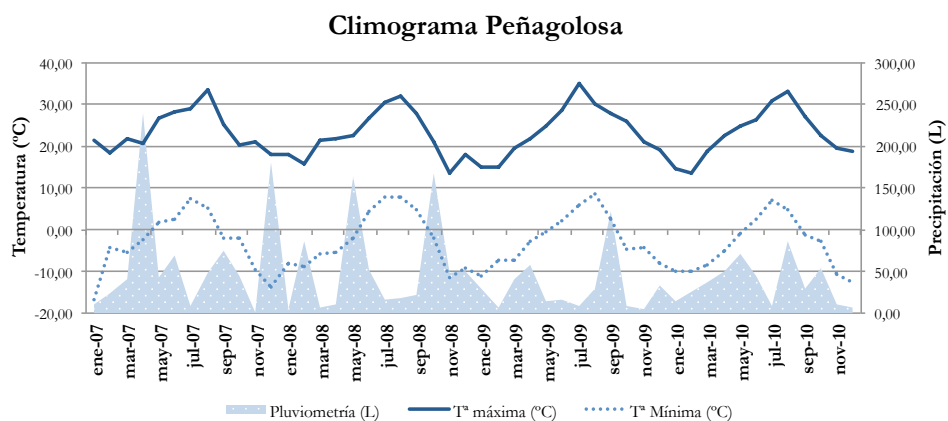


Fig. 3.2.2.1.2.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2007-2010) representativas del Parque Natural del Macizo del Peñagolosa. Datos obtenidos de la Fundación CEAM, estación climatológica de Vistabella del Maestrazgo. Disponible en: <http://www.ceam.es>

Los máximos pluviométricos anuales quedan comprendidos entre los 600-1000 mm, con picos cíclicos registrados a lo largo de todo el año, si bien es cierto que suelen ser más intensos durante los meses de abril, mayo y octubre, coincidiendo con primavera y otoño.

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural del Macizo del Peñagolosa, se seleccionaron un total de **11 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.2.1**), localizados en el interior del PORN del parque. A

continuación, se describen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Villahermosa del Río	PE-01	N40°11'53,8"/O000°25'10,3"	676	Río
Villahermosa del Río	PE-02	N40°11'54,7"/O000°24'59,3"	673	Río
Chodos	PE-03	N40°15'06,0"/O000°17'26,1"	1107	Bidón
Chodos	PE-04	N40°15'06,0"/O000°17'26,1"	1107	Bidón
Chodos	PE-05	N40°15'08,0"/O000°17'40,2"	1102	Pozo
Chodos	PE-06	N40°15'07,2"/O000°17'39,3"	1119	Abrevadero
Villahermosa del Río	PE-07	N40°13'33,6"/O000°25'26,1"	963	Pozo
Villahermosa del Río	PE-08	N40°13'33,6"/O000°25'26,1"	963	Balsa
Villahermosa del Río	PE-09	N40°13'00,7"/O000°22'53,6"	1155	Pozo
Vistabella del Maestrazgo	PE-10	N40°16'42,0"/O000°15'52,8"	877	Río
Chodos	PE-11	N40°15'44,4"/O000°16'52,9"	1094	Bidón

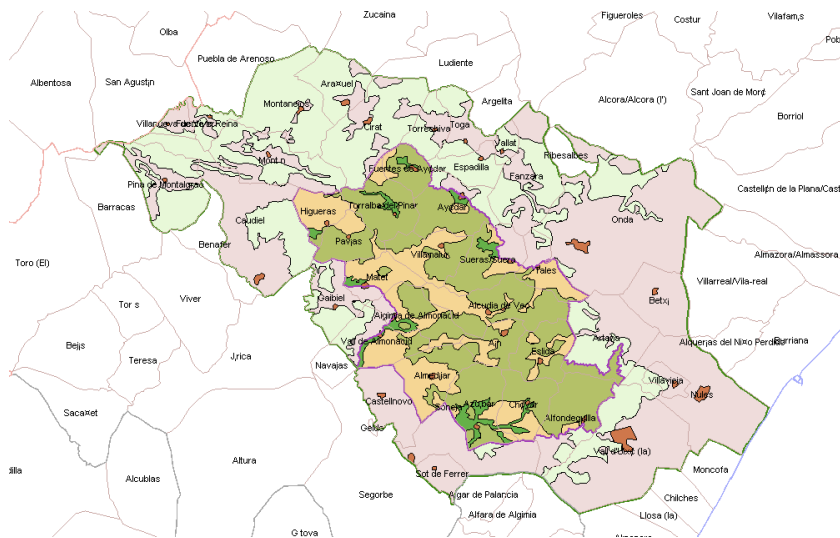
Tab. 3.2.2.2.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural del Macizo del Peñagolosa. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital así como la tipología de los biotopos larvarios muestreados en el parque.

3.2.2.1.3. El Parque Natural de la Sierra de Espadán

Localización y generalidades

El Parque Natural de la Sierra de Espadán, se encuentra localizado al sur de la provincia de Castellón, en las últimas estribaciones del Sistema Ibérico. Se trata de un gran macizo montañoso con gran cantidad de fuentes, barrancos y alcornocales. Localizada entre las comarcas del Alto Mijares, el Alto Palancia y la Plana Baixa, discurre entre las cuencas de los ríos Mijares y Palancia (**figura 3.2.2.1.3.1**). La superficie declarada como parque natural, ocupa unas 31.180 ha., hecho que lo convierte en el Espacio Natural Protegido de mayor extensión de la provincia y el segundo más extenso de nuestra comunidad. De los 19 municipios implicados, 11 tienen todo su término municipal dentro de los límites del Parque (Aín, Alcudia de Veo, Almedíjar, Azuébar, Chóvar, Eslida, Fuentes de Ayódar, Higuera, Pavías, Torralba del Pinar y Villamalur); mientras que los 8 restantes (Alfondegulla, Algimia de Almonacid, Artana, Ayódar, Matet, Sueras, Tales y Vall de Almonacid), sólo están incluidos parcialmente.

La vegetación de la Sierra de Espadán incluye endemismos propios de la sierra. Los alcornocales (*Quercus suber*), representan la vegetación potencial en suelos silíceos, poseyendo la peculiaridad de ofrecer resistencia al fuego, lo que le confiere un gran valor ecológico. Su corteza, el corcho, es convenientemente explotado y constituye un recurso económico para las poblaciones de la sierra. Junto a los



Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.
Cartografía disponible en: <http://http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

En cuanto a la avifauna, destacan sin duda las rapaces. El águila perdicera (*Hieraaetus fasciatus*) habita en la sierra y en las masas boscosas, el águila culebrera (*Circaetus gallicus*), el águila calzada (*Hieraaetus pennatus*) y el azor (*Accipiter gentilis*). Entre las rapaces nocturnas destacan el cárabo (*Strix aluco*), el búho chico (*Asio otus*) y el búho real (*Bubo bubo*). Otras aves típicas son el arrendajo (*Garrulus glandarius*), el trepador azul (*Sitta europaea*), el petirrojo (*Erethacus rubecula*), el torcecuello (*Jynx*

torquilla) y el pinzón (*Fringilla coelebs*). La mastofauna queda representada, entre otros, por el jabalí (*Sus scrofa*), el zorro (*Vulpes vulpes*), la garduña (*Martes foina*), la gineta (*Genetta genetta*) y el tejón (*Meles meles*). Finalmente, cabe mencionar, la existencia de unas 16 especies de murciélago, algunas de ellas de gran importancia biológica ecológica por encontrarse en grave peligro de extinción.

Climatología

El Parque Natural de la Sierra de Espadán se encuentra ubicado entre dos grandes bioclimas peninsulares. La vertiente nor-occidental de la sierra, se corresponde con un bioclima *submediterráneo templado oceánico*, mientras que la vertiente sur-oriental lo hace con un bioclima *mediterráneo pluviestacional oceánico* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008). Esta situación es posible debido a la gran extensión de terreno ocupado por este parque natural, que acoge dentro de sus límites ambas tipologías bioclimáticas (figura 3.2.2.1.3.2).

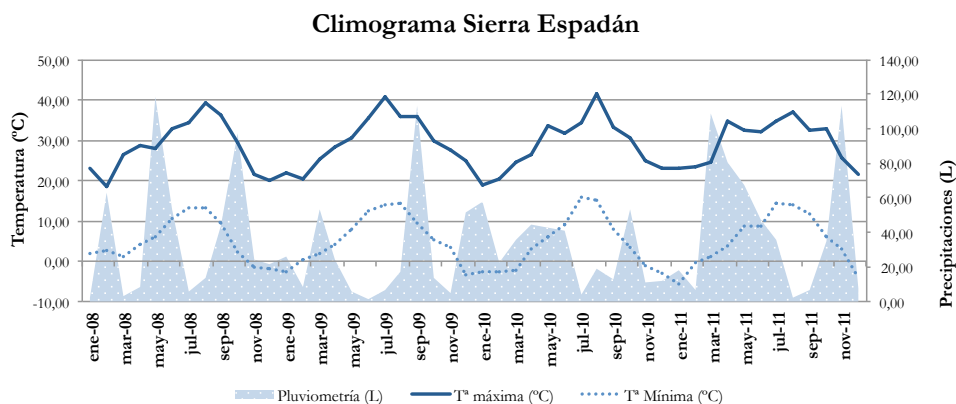


Fig. 3.2.2.1.3.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural de la Sierra de Espadán.

Datos obtenidos de la Fundación CEAM, *promedios de las estaciones climatológicas de Altura y Cirat*.

Disponible en: <http://www.ceam.es>

De esta forma, el parque natural engloba en el interior de sus límites franjas termoclimáticas de los tipos **TM**, **MM** y **SM**; y franjas ombroclimáticas **S** y **SH**. Esto se traduce en temperaturas medias anuales comprendidas entre los 4-29 °C, con mínimas inferiores a los -5,0 °C (con un mínimo registrado de -5,80 °C durante el periodo de estudio), por lo que las heladas son constantes durante la época invernal, final del otoño y principios de primavera. Los máximos pluviométricos oscilan entre los 350-1000 mm, con picos cíclicos anuales, destacados durante los meses de mayo y septiembre principalmente (GVA, 2003), aunque la gran extensión del parque facilita la existencia de picos de precipitación durante los meses de enero, febrero y marzo.

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra de Espadán, se seleccionaron un total de **42 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.3.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Navajas	SE-01	N39°52'38,5"/O000°30'05,0"	304	Río
Navajas	SE-02	N39°52'25,3"/O000°29'47,8"	349	Encharcamiento
Alcudia de Veo	SE-03	N39°55'03,2"/O000°21'19,6"	459	Río
Alcudia de Veo	SE-04	N39°55'04,8"/O000°21'23,1"	459	Río
Benitandús	SE-05	N39°55'47,8"/O000°20'11,6"	342	Río
Eslida	SE-06	N39°53'30,4"/O000°19'28,0"	455	Canal
Eslida	SE-07	N39°53'23,5"/O000°19'03,4"	365	Encharcamiento
Eslida	SE-08	N39°53'23,5"/O000°19'03,4"	365	Abrevadero
Eslida	SE-09	N39°53'23,5"/O000°19'03,4"	365	Encharcamiento
Chóvar	SE-10	N39°51'47,5"/O000°17'55,3"	623	Balsa
Artesa	SE-11	N39°57'27,6"/O000°17'34,3"	208	Balsa
Tales	SE-12	N39°56'47,1"/O000°18'38,9"	237	Balsa
Tales	SE-13	N39°56'47,1"/O000°18'38,9"	237	Canal
Sueras	SE-14	N39°57'15,1"/O000°19'51,3"	278	Cubo
Sueras	SE-15	N39°57'12,8"/O000°20'00,9"	275	Fuente
Sueras	SE-16	N39°57'10,9"/O000°19'46,3"	294	Barranco
Almedíjar	SE-17	N39°52'06,8"/O000°24'43,6"	375	Barranco
Artana	SE-18	N39°52'56,3"/O000°16'35,6"	280	Encharcamiento
Eslida	SE-19	N39°52'32,1"/O000°18'22,1"	347	Barranco
Eslida	SE-20	N39°52'31,1"/O000°18'38,3"	433	Barranco
Eslida	SE-21	N39°52'54,7"/O000°19'23,6"	470	Bidón
Algimia de Almonacid	SE-22	N39°54'40,7"/O000°24'01,4"	588	Río
Vall de Almonacid	SE-23	N39°43'27,1"/O000°28'28,8"	398	Río
Algimia de Almonacid	SE-24	N39°43'55,9"/O000°24'99,7"	268	Balsa
Matet	SE-25	N39°56'21,4"/O000°29'10,1"	525	Rambla
Algimia de Almonacid	SE-26	N39°56'21,4"/O000°29'10,1"	525	Rambla
Gaibiel	SE-27	N39°55'17,7"/O000°29'58,9"	484	Rambla
Gaibiel	SE-28	N39°55'17,7"/O000°29'58,9"	484	Río
Gaibiel	SE-29	N39°55'18,0"/O000°29'56,1"	489	Encharcamiento
Alcudia de Veo	SE-30	N39°55'00,7"/O000°21'17,8"	457	Encharcamiento
Fuentes de Ayódar	SE-31	N40°01'15,8"/O000°25'22,6"	487	Encharcamiento
Fuentes de Ayódar	SE-32	N40°01'15,0"/O000°25'16,9"	508	Bidón
Benitandús	SE-33	N35°55'47,8"/O000°20'11,6"	452	Río
Benitandús	SE-34	N39°55'42,9"/O000°20'10,9"	454	Encharcamiento

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Gaibiel	SE-35	N39°55'17,0"/O000°29'55,8"	478	Río
Navajas	SE-36	N39°52'37,5"/O000°30'02,1"	398	Río
Torralba del Pinar	SE-37	N39°59'41,5"/O000°26'26,3"	627	Encharcamiento
Alfondeguilla	SE-38	N39°50'04,1"/O000°16'12,4"	194	Bidón
Villamalur	SE-39	N39°56'26,1"/O000°24'21,1"	771	Balsa
Matet	SE-40	N39°56'39,4"/O000°27'29,6"	690	Acequia
Fuentes de Ayódar	SE-41	N40°01'18,8"/O000°25'32,4"	502	Río
Navajas	SE-42	N39°52'25,9"/O000°29'58,0"	326	Río

Tab. 3.2.2.1.3.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural de la Sierra de Espadán. Se ofrecen las coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital así como la tipología de los biotopos larvarios muestreados.

3.2.2.1.4. El Parque Natural de la Puebla de San Miguel

Localización y generalidades

El área del Parque Natural de la Puebla de San Miguel, se corresponde prácticamente con la totalidad del término municipal que lleva su nombre (**figura 3.2.2.1.4.1**). Más de un tercio de la superficie del parque supera los 1.400 metros de altitud, configurando un paisaje con pendientes pronunciadas y la práctica inexistencia de espacios llanos. La máxima altura se sitúa en el Alto de las Barracas o Pico Calderón, que con 1.839 metros representa la cumbre de la Comunidad Valenciana y el punto más emblemático dentro del espacio natural.

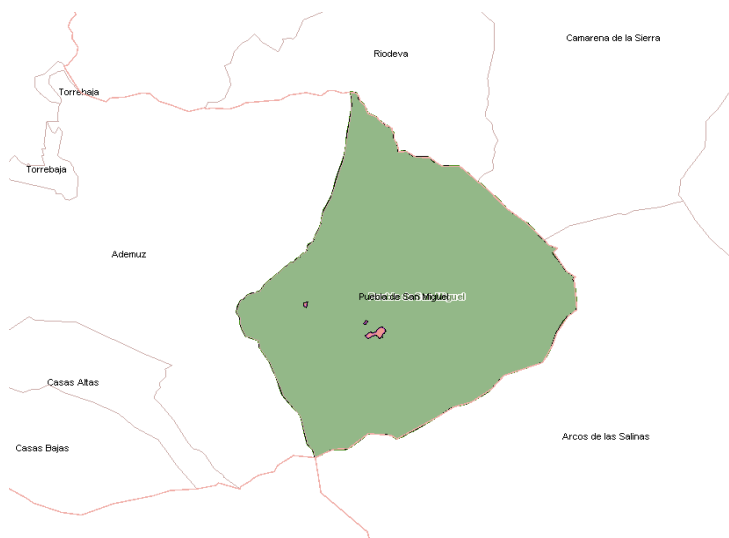


Fig. 3.2.2.1.4.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural de la Puebla de San Miguel.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.
Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

La Puebla de San Miguel, cuenta con una notable diversidad vegetal, entre la que destaca la presencia de endemismos Ibero-levantinos o árboles monumentales. Destacan tres masas arbóreas principales, el pinar, el sabinar y el carrascal, además de otros conjuntos menores de quejigar, vegetación de alta montaña o tejos. Los bosques de sabina albar (*Juniperus thurifera*) conforman unos de los mejores grupos de estos ejemplares a escala mundial. Se diferencian dos masas de pinar importantes, los pinares negrales (*Pinus nigra*) característicos de climas de alta montaña, y el pinar albar (*Pinus sylvestris*) que puede ocupar las localizaciones más elevadas y frías; mientras que los carrascales (*Quercus rotundifolia*) ocupan las zonas más secas y con mayor insolación. En las zonas más elevadas, la cubierta vegetal se reduce a especies arbustivas o herbáceas entre las que destaca la sabina rastrera (*Juniperus sabina*), el erizo (*Erinacea anthyllis*) y el tomillo terrero (*Thymus godayanus*).

Los espacios forestales, constituyen el hábitat adecuado para el desarrollo de lepidópteros como la mariposa isabelina (*Graellsia isabellae*) y apolo (*Parnassius apollo*) dos especies protegidas que viven en zonas con buen estado de conservación. Es habitual la presencia de aves rapaces, destacando los buitres (*Aegypius monachus*), águilas calzadas (*Hieraetus pennatus*) y culebreras (*Circaetus gallicus*), milanos (*Mihus migrans*), cernícalos (*Falco tinnunculus*), lechuzas (*Tyto alba*) e incluso la existencia de algunas parejas de águila real (*Aquila chrysaetos*). Entre los reptiles destacan el lagarto ocelado (*Lacerta lepida*), la víbora (*Vipera latastei*), o diversos tipos de culebras como la culebra lisa europea (*Coronella austriaca*). En cuanto a anfibios, cabe destacar la presencia del sapillo pintojo (*Discoglossus jeanneae*); mientras que, en lo que respecta a los mamíferos, es importante la presencia de algunas especies de murciélagos escasas en la Comunidad Valenciana, tales como el murciélago de bosque (*Barbastella barbastellus*) y el murciélago ratonero (*Myotis bechsteini*) ambos de hábitats forestales. Abundan especies como el conejo (*Oryctolagus cuniculus*), la liebre (*Lepus capensis*), la gineta (*Genetta genetta*) ó el jabalí (*Sus scrofa*), y se han empezado a observar rastros de la presencia de corzos (*Capreolus capreolus*) y ciervos (*Cervus elaphus*).

Climatología

En términos bioclimáticos, la Puebla de San Miguel queda encuadrada dentro del bioclima *oceánico templado submediterráneo* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008), con una clasificación termotípica **SM**, cuya región más septentrional se corresponde con el segundo termotipo **OM** reconocido en la Comunidad Valenciana (GVA, 2003). Entre las franjas ombroclimáticas, destaca el tipo **SH**, si bien es cierto que, de nuevo, la región más septentrional del parque queda dominada por el ombrotipo **S**. En consecuencia, se registran temperaturas anuales medias comprendidas entre los 0-25 °C, con mínimas inferiores a los -10 °C (con un mínimo

de registrado durante el periodo de estudio -11,3 °C), con nieves constantes y heladas durante todo el periodo invernal. Los máximos pluviométricos oscilan entre los 350-1000 mm, en función de la región del parque considerada (GVA, 2003), observándose los picos máximos durante los meses de abril y mayo en todos los casos, mientras que los mínimos se registran durante los meses de julio y agosto, llegando incluso a la ausencia total de precipitaciones (**figura 3.2.2.1.4.2**).

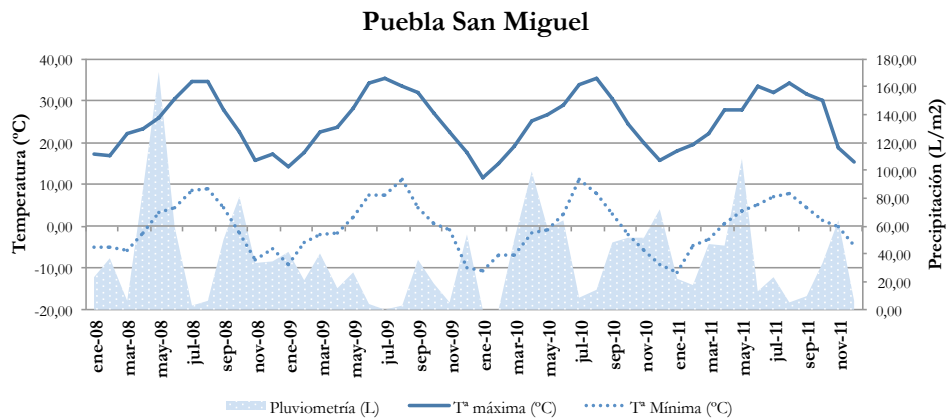


Fig. 3.2.2.1.4.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural de la Puebla de San Miguel.
Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estaciones climatológicas de Vallanca*.
Disponible en: <http://www.ceam.es>

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de la Puebla de San Miguel, se seleccionaron un total de **12 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.4.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales del biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Puebla de San Miguel	PS-01	N40°03'45,7"/O001°20'07,8"	950	Fuente
Puebla de San Miguel	PS-02	N40°01'50,3"/O001°08'40,0"	1148	Fuente
Puebla de San Miguel	PS-03	N40°02'38,7"/O001°08'29,8"	1111	Fuente
Puebla de San Miguel	PS-04	N40°03'05,1"/O001°09'51,8"	1173	Fuente
Puebla de San Miguel	PS-05	N40°04'20,7"/O001°10'39,6"	1024	Abrevadero
Puebla de San Miguel	PS-06	N40°02'37,1"/O001°07'00,4'	1450	Fuente
Puebla de San Miguel	PS-07	N40°01'50,6"/O001°08'41,0"	1130	Encharcamiento
Puebla de San Miguel	PS-08	N40°02'38,7"/O001°07'09,3"	1432	Abrevadero
Ademuz	PS-09	N40°02'21,2"/O001°07'40,4"	1333	Abrevadero

Entre la masa arbórea, destacan modestos bosques de alcornoque cuyo corcho se ha explotado históricamente. Este alcornocal, cuenta con un sotobosque característico en el que se desarrolla el aladierno (*Rhamnus alaternus*), el lentisco (*Pistacia lentiscus*), el madroño (*Arbutus unedo*), la zarzaparrilla (*Smilax aspera*) o la madreSelva (*Lonicera implexa*). En el caso de suelos degradados por incendios o erosión, abundan las jaras (*Cistus ladanifer*), la estepa borrera (*Cistus salviifolius*) y la estepa negra (*Cistus monspeliensis*); y junto a ellas el aromático cantueso (*Lavandula stoechas*). También se hallan presentes formaciones de pino rodeno (*Pinus pinaster*). Por otro lado, en los suelos calcícolas crecen arbustos de romero (*Rosmarinus officinalis*), brezo común (*Calluna vulgaris*) y coscoja (*Quercus coccifera*). Mientras que el árbol dominante es el pino blanco (*Pinus halepensis*) en los bosques jóvenes, ya que la agricultura y el carboneo hicieron desaparecer las carrascas (*Quercus ilex*). En los barrancos destacan las adelfas (*Nerium oleander*), mientras que en las zonas más húmedas crecen chopos (*Populus alba*) y sauces (*Salix babylonica*). Es posible encontrar también endemismos como *Centaurea saguntina* o el clavel de pastor (*Dyanthus hysopifolius*).

En la Sierra Calderona se han detectado hasta 7 especies de anfibios y 15 especies de reptiles diferentes. Entre los reptiles, destaca la presencia del galápago leproso (*Mauremys leprosa*), la salamanguera rosada (*Hemidactylus turcicus*) o el lagarto ocelado. También es posible encontrar distintas especies de serpientes como la culebra bastarda (*Malpolon monspessulanus*), la culebra viperina (*Natrix maura*) o la víbora hocicuda (*Vipera latastei*).

Otro aspecto interesante a destacar, es que la Sierra Calderona es un espacio natural declarado *Zona de Especial Protección para las Aves* (ZEPA). Entre sus aves, destacan las rapaces como el águila culebrera (*Circus gallicus*), el águila perdicera (*Aquila fasciata*), el cernícalo común (*Falco tinnunculus*), el ratonero común (*Buteo buteo*), el búho real (*Bubo bubo*), el mochuelo común (*Athene noctua*) o el cárabo (*Strix aluco*). Otras aves comunes en el parque natural son el abejaruco común (*Merops apiaster*), la curruca rabilarga (*Sylvia undata*) y cabecinegra (*Sylvia melanocephala*), muy abundantes en la época reproductora en los hábitats de matorral que se extienden por toda la sierra. Entre los mamíferos destacan el jabalí (*Sus scrofa*), el gato montés (*Felis silvestris*), cuyo hábitat típico son zonas de matorral o bosque mediterráneo con escasa incidencia humana, prefiriendo bosques diversos con pedreras y valles recorridos por riachuelos. Los zorros (*Vulpes vulpes*) y las ginetas (*Genetta genetta*), son también mamíferos muy abundantes.

Climatología

La caracterización bioclimática de la Sierra Calderona, requiere de un análisis detallado. La situación geográfica de este enclave natural, hace que quede localizada en

una zona de transición entre los macrobioclimas *templado* y *mediterráneo*; concretamente entre sus variantes bioclimáticas: *mediterráneo pluviestacional oceánico* y *templado oceánico submediterráneo*, por lo que exhibe características de ambos (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008) en función de la vertiente orográfica considerada. Presenta una clasificación termotípica **TM**, con un reducido resquicio **MS** en su vertiente más occidental. Entre las franjas ombroclimáticas destaca, en su mayoría, la de tipo **S**; si bien es cierta la existencia de una mancha de tipo **S** tendente a **SM** en su vertiente meridional (GVA, 2003).

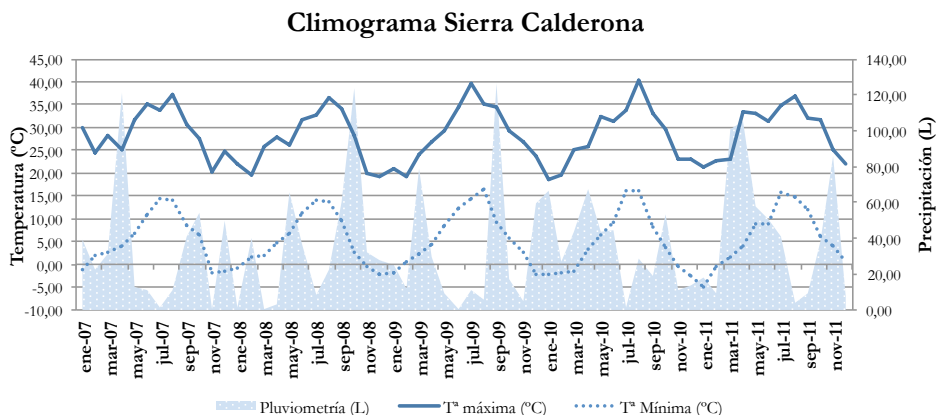


Fig. 3.2.2.1.5.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2007-2011) representativas del Parque Natural de la Sierra Calderona. Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estaciones climatológica de Altura*.

Disponible en: <http://www.ceam.es>

Durante el periodo de estudio se registraron temperaturas anuales medias comprendidas entre los 4-29 °C, con mínimas inferiores a los -4,0 °C (con un mínimo de registrado de -5,0 °C), con posibilidad de nieves y heladas puntuales durante el periodo invernal. Los máximos pluviométricos oscilan entre los 200-600 mm de media en función de la región del parque considerada (GVA, 2003), observándose los picos máximos durante los meses de abril y octubre, mientras que los mínimos se registran durante los meses de marzo y julio, llegando a producirse, en algunos casos, la ausencia total de precipitaciones (**figura 3.2.2.1.5.2**).

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra Calderona, se seleccionaron un total de **31 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.5.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas

al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Segorbe	SC-01	N39°51'23,6"/O000°29'13,8"	316	Río
Altura	SC-02	N39°50'23,8"/O000°30'32,8"	350	Río
Segorbe	SC-03	N39°46'19,0"/O000°29'17,7"	522	Balsa
Segorbe	SC-04	N39°45'31,0"/O000°28'53,1"	504	Fuente
Bétera	SC-05	N39°34'37,7"/O000°24'27,9"	90	Barranco
Gátova	SC-06	N39°47'06,7"/O000°32'04,3'	602	Barranco
Villar del Arzobispo	SC-07	N39°44'15,6"/O000°49'59,9"	538	Balsa
Gátova	SC-08	N39°46'47,6"/O000°32'03,9"	622	Bidón
Gátova	SC-09	N39°46'23,0"/O000°31'46,7"	586	Cubo
Gátova	SC-10	N39°46'30,1"/O000°31'43,1"	602	Fuente
Serra	SC-11	N39°41'45,5"/O000°25'31,0"	373	Fuente
Altura	SC-12	N39°51'56,9"/O000°35'59,3"	582	Abrevadero
Gátova	SC-13	N39°46'35,5"/O000°31'50,9"	582	Laguna
Gátova	SC-14	N39°46'56,9"/O000°32'13,7"	614	Barranco
Algimia de Alfara	SC-15	N39°43'55,9"/O000°24'49,7"	268	Balsa
Sagunto	SC-16	N39°44'12,9"/O000°13'22,9"	27	Canal
Gátova	SC-17	N39°47'08,1"/O000°33'35,2"	700	Balsa
Serra	SC-18	N39°44'10,3"/O000°28'49,4"	716	Dendrotelma
Serra	SC-19	N39°41'23,3"/O000°25'20,8"	360	Fuente
Serra	SC-20	N39°41'45,2"/O000°25'22,5"	391	Fuente
Serra	SC-21	N39°41'41,1"/O000°28'32,0"	416	Abrevadero
Serra	SC-22	N39°42'56,1"/O000°27'52,6"	672	Fuente
Serra	SC-23	N39°42'27,6"/O000°26'01,5"	566	Bidón
Gátova	SC-24	N39°42'26,7"/O000°26'01,2"	559	Abrevadero
Gátova	SC-25	N39°46'56,4"/O000°32'14,6"	639	Balsa
Gátova	SC-26	N39°46'35,2"/O000°31'52,1"	594	Barranco
Olocau	SC-27	N39°45'41,6"/O000°30'46,1"	630	Fuente
Olocau	SC-28	N39°42'08,2"/O000°31'57,7"	265	Barranco
Serra	SC-29	N39°44'48,4"/O000°27'30,4"	544	Balsa
Gátova	SC-30	N39°46'57,1"/O000°32'18,3"	599	Barranco
Gátova	SC-31	N39°47'02,2"/O000°33'36,4"	600	Abrevadero

Tab. 3.2.2.1.5.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural de la Sierra Calderona. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital así como la tipología de los biotopos larvarios muestreados.

3.2.2.1.6. El Parque Natural de las Hoces del Cabriel

Localización y generalidades

En la comarca de Utiel-Requena, entre los términos municipales de Villargordo del Cabriel, Venta del Moro y Requena, se encuentra el Parque Natural de

las Hoces del Cabriel (**figura 3.2.2.1.6.1**). Este territorio de singular importancia por su flora, fauna, paisaje, características geológicas y sus valores socioeconómicos y culturales, se encuentra muy vinculado al medio rural tradicional.

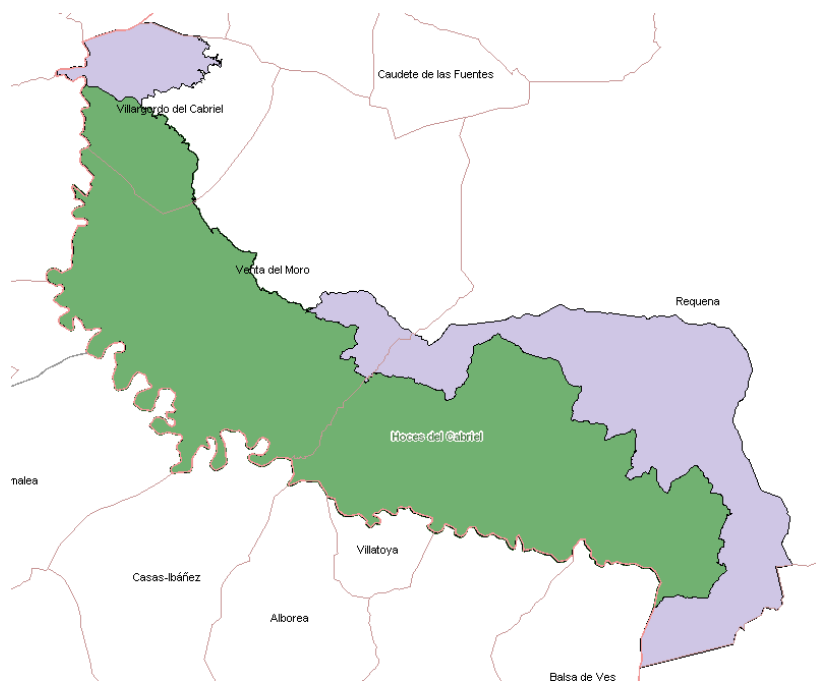


Fig. 3.2.2.1.6.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural de las Hoces del Cabriel.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

El Parque Natural de las Hoces de Cabriel, con una extensión de 31.446 ha, tiene al río Cabriel como eje vertebrador, formando una frontera natural entre las comunidades de Valencia y Castilla la Mancha. La escasa presión antrópica y la presencia de agua de gran calidad, convierten a este espacio natural en una zona de elevado interés, albergando ecosistemas de alto valor ambiental muy ricos en especies singulares, entre los que cabe destacar los ecosistemas riparios, roquedos y matorrales. Entre la flora más destacada del parque natural, asociada principalmente al ambiente fluvial y a los acantilados que lo rodean, podemos encontrar pino blanco (*Pinus halepensis*), carrascas (*Quercus ilex*) y robles valencianos (*Quercus faginea*). Por otro lado, el bosque es rico en otras especies botánicas como el romero (*Rosmarinus officinalis*), el lentisco (*Pistacia lentiscus*), el madroño (*Arbutus unedo*), el boj (*Buxus sempervivens*) o la sabina albar (*Juniperus thurifera*).

Como fauna más representativa de las Hoces del Cabriel, destacar la notable representación de rapaces en toda el área central de la Comunidad Valenciana. De

entre ellas, destacan el águila perdicera (*Hieraetus fasciatus*), el águila real (*Aquila chrysaetos*) y el búho chico (*Asio otus*). Esta densidad de rapaces ha motivado la declaración de las Hoces del Cabriel como zona ZEPA. Igualmente, el río Cabriel constituye una de las mejores reservas fluviales de la Comunidad Valenciana, con referencias recientes a la nutria de río (*Lutra lutra*), el cangrejo autóctono (*Austropotamobius pallipes*) y poblaciones de una especie piscícola de relevante interés, como es el caso de la madrilla del Júcar (*Chondrostoma arrigonis*), que se encuentra acompañada de otras muchas especies de no menor importancia. Los anfibios, también tienen representantes en este ecosistema, destacando, entre otros, el sapillo pintojo ibérico (*Discoglossus jeanneae*), el gallipato (*Pleurodeles waltl*) y la salamandra rosada (*Hemidactylus turcicus*).

Climatología

El Parque Natural de las Hoces del Cabriel, se ubica bajo la influencia del macrobioclima *mediterráneo*, concretamente bajo la variante *mediterránea pluvioestacional oceánica*. Termotípicamente se define como un clima de tipo **TM**, sin embargo, es destacable la influencia del termotipo **MS** en su vertiente septentrional. Su clasificación ombroclimática, se corresponde con el tipo **S**, aunque existe una región de solapamiento de tipo **S-SM** en su vertiente oriental (GVA, 2003; Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008).

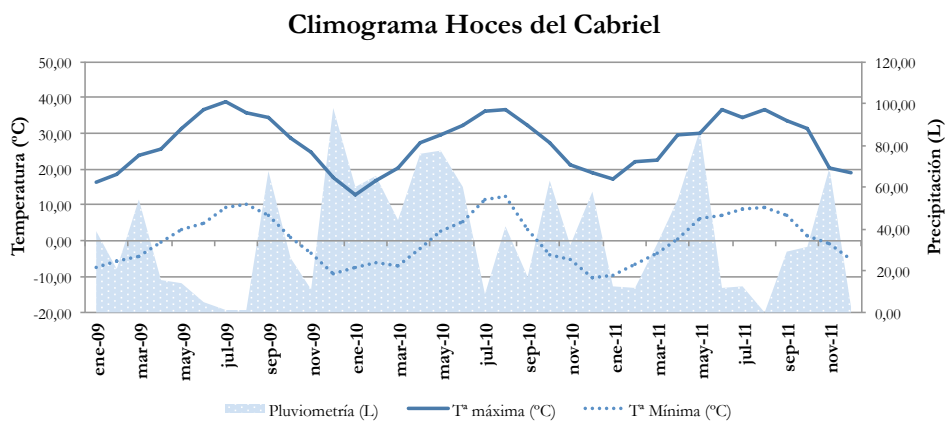


Fig. 3.2.2.1.6.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2009-2011) representativas del Parque Natural de las Hoces del Cabriel.

Datos obtenidos de la Fundación CEAM, estación climatológica de Utiel.

Disponible en: <http://www.ceam.es>

A lo largo del periodo de estudio se registraron temperaturas anuales medias comprendidas entre los 0-28 °C, con mínimas inferiores a los -10,0 °C (con un mínimo absoluto de -10,3 °C), por lo que las nieves y heladas fueron constantes durante el

periodo invernal. Los máximos pluviométricos oscilan entre los 200-600 mm de media, en función de la vertiente del parque considerada (GVA, 2003), observándose los picos máximos durante los meses de mayo y diciembre, aunque pueden observarse importantes periodos húmedos desde el mes de enero hasta el mes junio. Por otro lado, los mínimos pluviométricos se registran durante los meses de julio y agosto, coincidiendo con la época estival (**figura 3.2.2.1.6.2**).

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de las Hoces del Cabriel, se seleccionaron un total de **15 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.6.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Venta del Moro	HC-01	N39°23'10,1"/O001°22'51,0"	463	Fuente
Venta del Moro	HC-02	N39°22'53,1"/O001°25'56,4"	413	Encharcamiento
Venta del Moro	HC-03	N39°25'06,8"/O001°25'13,0"	549	Barranco
Venta del Moro	HC-04	N39°26'57,8"/O001°26'14,5"	697	Abrevadero
Venta del Moro	HC-05	N39°28'28,4"/O001°22'44,3"	724	Barranco
Venta del Moro	HC-06	N39°27'42,6"/O001°22'01,4"	684	Barranco
Venta del Moro	HC-07	N39°29'00,2"/O001°21'37,1"	707	Barranco
Venta del Moro	HC-08	N39°27'29,9"/O001°21'51,8"	667	Barranco
Venta del Moro	HC-09	N39°28'35,5"/O001°22'48,3"	737	Barranco
venta del Moro	HC-10	N39°31'22,2"/O001°21'47,7"	775	Canal
Venta del Moro	HC-11	N39°31'06,7"/O001°21'46,6"	774	Canal
Venta del Moro	HC-12	N39°28'28,2"/O001°22'44,4"	721	Barranco
Venta del Moro	HC-13	N39°21'07,8"/O001°21'45,5"	428	Encharcamiento
Venta del Moro	HC-14	N39°23'03,6"/O001°22'48,5"	454	Barranco
Venta del Moro	HC-15	N39°31'10,7"/O001°21'44,4"	773	Encharcamiento

Tab. 3.2.2.1.6.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural de las Hoces del Cabriel. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital así como la tipología de los biotopos larvarios.

3.2.2.1.7. El Parque Natural de la Sierra de Mariola

Localización y generalidades

La Sierra de Mariola, situada entre las comarcas de l'Alcoià, El Comptat y la Vall d'Albaida (**figura 3.2.2.1.7.1**), constituye uno de los territorios valencianos en los que se concentran, en mayor medida, valores medioambientales, paisajísticos y

socioculturales de especial relevancia. Constituida, mayoritariamente, por materiales calizos, la intensa actividad tectónica ha generado un macizo con una topografía muy variada, que alcanza su máxima agresividad en el extremo nororiental, sector en el que se sitúan también las máximas alturas, presididas por los 1.390 metros del alto del Montcabrer.

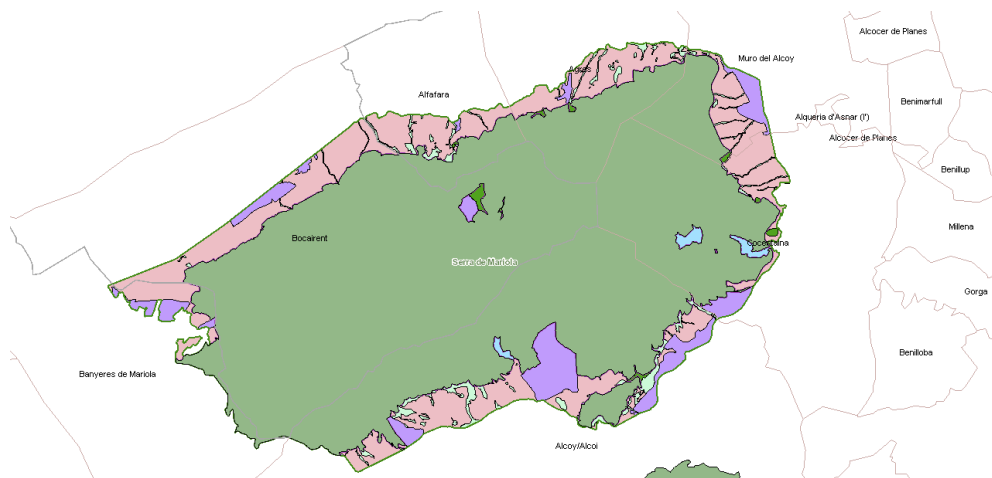


Fig. 3.2.2.1.7.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural de la Serra de Mariola.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

Entre las más de 1200 especies de plantas superiores catalogadas en la sierra, adquieren especial relevancia, además de los endemismos iberolevantinos y setabaenses presentes, diversas especies aromáticas y medicinales. Algunos ejemplos de estas categorías son la salvia de mariola (*Salvia blancoana*), el romero (*Rosmarinus officinalis*), el tomillo (*Thymus vulgaris*), la manzanilla borde (*Anacyclus clavatus*), el fresnillo (*Dictamnus albus*), la pimentera (*Vitex agnus*), el espliego (*Lavandula angustifolia*), la santonica (*Artemisia cina*), el hipérico (*Hypericum perforatum*) y el té de roca (*Sideritis hyssopifolia*).

Entre la fauna más representativa de la Sierra de Mariola, se pueden encontrar anfibios como la rana y el sapo común (*Rana perezi* y *Bufo bufo*); reptiles como la lagartija ibérica (*Podarcis hispanica*), la lagartija colilarga (*Psammodromus algirus*) y la lagartija cenicienta (*Psammodromus hispanicus*), son comunes el lagarto ocelado (*Lacerta lepida*), la culebra viperina (*Natrix maura*) y la culebra de escalera (*Elaphe scalaris*). Entre las aves destacan las rapaces como el águila real (*Aquila chrysaetos*), el águila culebrera (*Circus gallicus*), el ratonero (*Buteo buteo*), el halcón peregrino (*Falco peregrinus*) y el azor (*Accipiter gentilis*); mientras que entre las nocturnas destacan el búho real (*Bubo bubo*), la lechuza (*Tyto alba*), el mochuelo (*Athene noctua*), el cárabo (*Strix aluco*) y el autillo (*Otus*

scoops). Por último, entre los mamíferos más representativos, destacar al conejo (*Oryctolagus cuniculus*), que sirve de alimento básico al gato salvaje (*Felis silvestris*), la garduña (*Martes foina*), la comadreja (*Mustela nivalis*), la gineta (*Genetta genetta*), el tejón (*Meles meles*) o el zorro (*Vulpes vulpes*). También es muy abundante en la sierra el jabalí (*Sus scrofa*).

Climatología

El clima del Parque Natural de la Sierra de Mariola se define como típicamente *mediterráneo*, concretamente bajo la variante *mediterráneo pluviestacional oceánico*. A nivel termoclimático, el parque queda ubicado bajo una franja **MS**, entre la que se intercalan manchas del termotipo **SM**. Su clasificación ombroclimática, se corresponde con el tipo **SH**, aunque en su franja septentrional se solapa con un ombrotipo S (GVA, 2003; Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008).

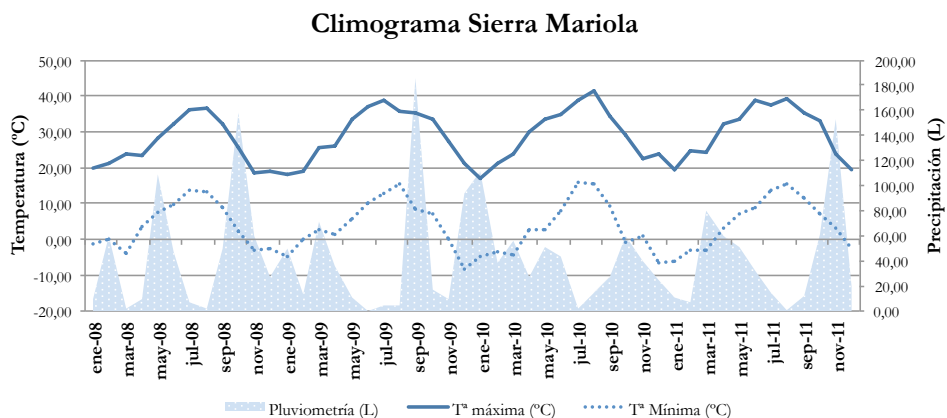


Fig. 3.2.2.1.7.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural de la Sierra de Mariola.

Datos obtenidos de la estación climatológica del IES *Profesor Manuel Broseta* de Bañeres de Mariola.

Disponible en: <http://www.meteobanyeres.com/>

Estas características bioclimatológicas, han hecho que se hayan registrado temperaturas medias anuales comprendidas entre los 4-28 °C, con mínimas inferiores a los -5,0 °C (con un mínimo registrado de -8,30 °C) lo que propicia la presencia de nieves y heladas durante el periodo invernal, y máximas superiores a los 40,0 °C (con un máximo registrado de 41,40 °C durante el mes de agosto de 2010). Los máximos pluviométricos, oscilan entre los 350-1000 mm (GVA, 2003) de media, con picos máximos durante el final del otoño (meses de noviembre y diciembre) y el invierno (mes de enero). Igualmente, es posible observar un periodo húmedo menor durante los meses de abril-mayo y septiembre-octubre (**figura 3.2.2.1.7.2**).

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra de Mariola, se seleccionaron un total de **43 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.1.7.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Alcoy	SM-01	N38°41'44,1"/O000°31'42,0"	750	Río
Bañeres de Mariola	SM-02	N38°42'21,3"/O000°39'01,8"	708	Río
Muro de Alcoy	SM-03	N38°47'28,9"/O000°27'52,3"	441	Río
Ontinyent	SM-04	N38°47'55,3"/O000°36'44,9"	387	Encharcamiento
Muro de Alcoy	SM-05	N38°47'22,7"/O000°25'27,9"	383	Abrevadero
Cocentaina	SM-06	N38°44'08,7"/O000°25'39,0"	399	Balsa
Muro de Alcoy	SM-07	N38°47'33,1"/O000°28'33,9"	599	Río
Bañeres de Mariola	SM-08	N38°42'35,2"/O000°40'26,4"	663	Río
Agres	SM-09	N38°47'36,3"/O000°28'25,6"	479	Río
Bocairent	SM-10	N38°42'57,4"/O000°37'38,0"	748	Río
Bocairent	SM-11	N38°43'08,8"/O000°37'33,7"	768	Río
Bocairent	SM-12	N38°43'09,0"/O000°37'34,0"	767	Río
Bañeres de Mariola	SM-13	N38°42'34,5"/O000°38'04,2"	734	Dendrotelma
Bañeres de Mariola	SM-14	N38°42'34,2"/O000°38'06,4"	729	Dendrotelma
Bocairent	SM-15	N38°42'37,6"/O000°37'59,8"	735	Balsa
Alcoy	SM-16	N38°42'01,2"/O000°29'32,5"	740	Balsa
Alfafara	SM-17	N38°45'30,7"/O000°31'44,9"	956	Balsa
Alfafara	SM-18	N38°45'29,5"/O000°31'47,9"	899	Balsa
Alfafara	SM-19	N38°46'27,0"/O000°31'44,4"	772	Encharcamiento
Alfafara	SM-20	N38°46'28,5"/O000°31'30,3"	759	Canal
Agres	SM-21	N38°46'56,0"/O000°30'29,6"	646	Barranco
Agres	SM-22	N38°46'51,0"/O000°30'30,8"	639	Barranco
Agres	SM-23	N38°47'35,5"/O000°30'02,6"	536	Río
Alcoy	SM-24	N38°41'11,0"/O000°30'31,6"	626	Fuente
Cocentaina	SM-25	N38°44'26,1"/O000°25'19,5"	383	Río
Bocairent	SM-26	N38°43'37,7"/O000°40'40,8"	686	Encharcamiento
Bocairent	SM-27	N38°43'39,2"/O000°40'39,7"	721	Encharcamiento
Bocairent	SM-28	N38°43'39,9"/O000°40'39,3"	685	Dendrotelma
Bocairent	SM-29	N38°43'08,0"/O000°36'50,1"	839	Encharcamiento
Bocairent	SM-30	N38°42'20,4"/O000°38'17,5"	745	Encharcamiento
Agres	SM-31	N38°47'18,9"/O000°29'26,6"	573	Encharcamiento
Alcoy	SM-32	N38°42'04,4"/O000°29'35,4"	769	Escorrentía
Bocairent	SM-33	N38°45'10,4"/O000°35'12,7"	899	Balsa
Bañeres de Mariola	SM-34	N38°42'21,6"/O000°38'17,0"	736	Acequia

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Agres	SM-35	N38°45'22,8"/O000°32'28,1"	988	Bidón
Bocairent	SM-36	N38°44'50,3"/O000°35'38,4"	861	Bidón
Bañeres de Mariola	SM-37	N38°42'37,0"/O000°37'59,7"	731	Balsa
Agres	SM-38	N38°47'30,1"/O000°27'52,7"	454	Dendrotelma
Bocairent	SM-39	N38°43'53,8"/O000°36'41"	804	Abrevadero
Bañeres de Mariola	SM-40	N38°42'40,1"/O000°37'52,9"	740	Balsa
Bañeres de Mariola	SM-41	N38°42'20,7"/O000°38'16,5"	965	Dendrotelma
Cocentaina	SM-42	N38°44'46,3"/O000°32'27,5"	887	Balsa
Bocairent	SM-43	N38°44'51,8"/O000°35'25,0"	845	Balsa

Tab. 3.2.2.1.7.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural de la Sierra de Mariola. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital así como la tipología de los biotopos larvarios.

3.2.2.1.8. El Parque Natural del Carrascal de la Font Roja

Localización y generalidades

El Parque Natural del Carrascal de la Font Roja se encuentra situado al norte de la provincia de Alicante, lindando con la provincia de Valencia, entre los términos municipales de Alcoy e Ibi, en la comarca de l'Alcoià (**figura 3.2.2.1.8.1**). El espacio natural protegido ocupa 2.298 ha de extensión y fue declarado como tal el 13 de abril de 1987, mediante el *Decreto 49/1987 del Consell de la Generalitat Valenciana*. También ha sido incluido, junto a la Sierra de Mariola, como *Zona de Especial Protección para las Aves* (ZEPA), y *Lugar de Interés Comunitario* (LIC).

Destacan, como los puntos más elevados del parque, la cumbre del Menejador (1356 m) y el alto de la Teixereta (1339 m). La orientación de la sierra (noroeste-suroeste), unida al relieve, bastante más abrupto y accidentado en la cara norte, y al predominio de materiales calizos en la composición litológica, han procurado la existencia de diferentes unidades de paisaje vegetal, siendo los más representativos los **bosques caducifolios** (>1250 m; con especies como *Quercus faginea*, *Fraxinus ornus*, *Acer granatense*, *Sorbus aria* y *Taxus baccata*), los **carrascales de umbría** (entre los 600-1250 m; con especies como *Quercus rotundifolia*, *Quercus faginea*, *Fraxinus ornus*, *Acer granatense*, *Hedera helix*, *Lonicera implexa*, *Rubia peregrina peregrina* y *Viburnum tinus*), los **matorrales de solana** (≥900 m; con especies como *Erinacea anthyllis*, *Salvia blancoana mariolensis*, *Ulex parviflorus*, *Thymus vulgaris* y *Thymus piperella*), la **vegetación rupícola** (en taludes, cingleras y cortados; con especies como *Jasione foliosa* o *Potentilla caulescens*), la vegetación de runares (sobre pendientes pedregosas; *Amelanchier ovalis*, *Fraxinus ornus*, *Acer granatense* y *Sorbus aria*) los **pinares** (<500 m; resultado de la repoblación

sobre antiguos carrascales, con especies como *Quercus rotundifolia* o *Pinus halepensis*) y los **cultivos** (cultivos de secano, como cereales, frutales y olivos).

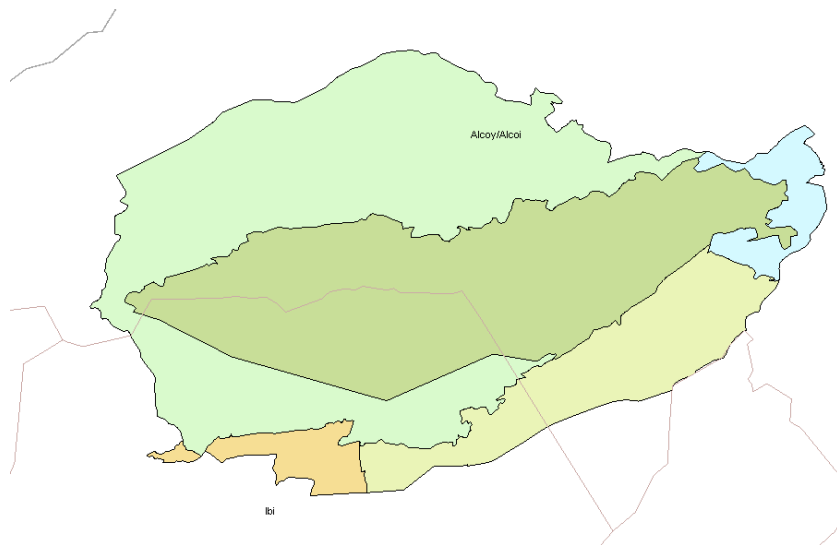


Fig. 3.2.2.1.8.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural del Carrascal de la Font Roja.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

Al igual que ocurre con la vegetación, la presencia de un determinado tipo de fauna está condicionada por las características ambientales y la disposición de alimento, pudiendo asociarse los distintos grupos de fauna con formaciones vegetales.

En este sentido se puede hablar de **fauna de cultivos** (<500 m; con especies como *Muscicapa striata*, *Lanius senator*, *Hippolais polyglotta*, *Athene noctua*, *Otus scops*, *Oryctolagus cuniculus*, *Erinaceus europaeus*, *Blanus cinereus*, *Coturnix coturnix*, *Miliaria calandra*, *Passer domesticus*, *Tarentola mauritanica*, *Mus musculus*, *Tyto alba*, *Pipistrellus pipistrellus*, *Plecotus austriacus* o *Podarcis hispanica*), **fauna de bosques** (en zona de pinar; con especies como *Parus ater*, *Loxia curvirostra*, *Coluber hippocrepis*, *Coronella girondica*, *Erithacus rubecula*, *Regulus ignicapillus*, *Sylvia atricapilla*, *Fringilla coelebs*, *Accipiter nisus*, *Strix aluco*, *Crocodyrus russula*, *Sus scrofa*, *Vulpes vulpes* o *Felis silvestris*), **fauna de paredes rocosas** (con especies como *Hieraaetus fasciatus*, *Bubo bubo*, *Falco peregrinus*, *Petronia petronia*, *Phoenicurus ochruros*, *Monticola solitarius* o *Martes foina*), **fauna del matorral de solana** (con especies como *Elaphe scalaris*, *Malpolon monspessulanus* o *Psammodromus algirus*) y la **fauna acuática** (con especies como *Austropotamobius pallipes*, *Procambarus clarkii*, *Rana perezi*, *Squalius valentinus*, *Barbus guiraonis*, *Natrix maura*, *Mauremys leprosa*, *Motacilla cinerea*, *Cettia cetti*, *Luscinia megarhynchos*, *Oriolus oriolus* o *Arvicola sapidus*).

Climatología

La climatología del Parque Natural del Carrascal de la Font Roja está caracterizada, tal y como se ha comentado anteriormente, por la orientación de la sierra. Ésta se despliega en dirección noreste-suroeste, lo que provoca que los vientos fríos y húmedos procedentes del noreste, dominantes en el parque, queden retenidos en la cara norte y descarguen el agua contenida. De esta forma, se produce un efecto pantalla que se manifiesta en las diferencias de precipitación media anual entre los municipios de Ibi (cara suroeste) y Alcoy (cara noreste). Un efecto añadido, es la formación de abundantes nieblas y nubes bajas durante el otoño y el invierno, lo que contribuye de forma significativa al total de las precipitaciones anuales.

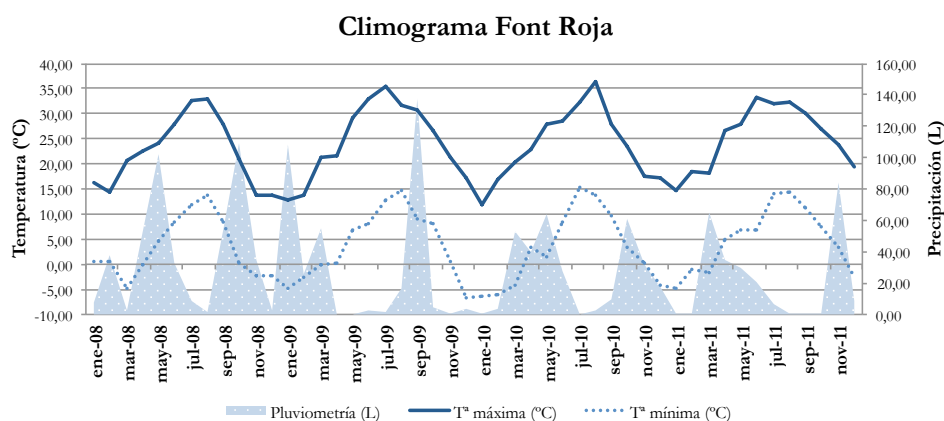


Fig. 3.2.2.1.8.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural del Carrascal de la Font Roja.

Datos obtenidos del *Grupo de Investigación Medspai. Departamento de Geografía*
(*Universidad de Alicante*).

Bioclimáticamente, la Font Roja pertenece al grupo *mediterráneo pluviestacional continental* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008), con una clasificación termotípica comprendida entre **MM** y **SM** (en función de la vertiente considerada), y ombrotípica **SH** (GVA, 2003); lo que se traduce en temperaturas medias anuales que oscilan ente los 3-24 °C, y mínimas inferiores a los -5,0°C (con un mínimo registrado de -6,7°C durante el periodo de estudio), por los que las nieblas y heladas son constantes durante la época invernal. Los máximos pluviométricos anuales acumulados quedan comprendidos entre los 600-1000 mm, con picos cíclicos máximos registrados a lo largo de todo el año (**figura 3.2.2.1.8.2**), sobre todo durante los meses de enero-febrero y septiembre-octubre.

Caracterización de los biotopos larvarios

En el Parque Natural del Carrascal de la Font Roja, se seleccionaron un total de **9 puntos** de muestreo localizados en el interior de PRUG y el PORN del parque, con el objetivo de cubrir la máxima cantidad de biotopos susceptibles de albergar estados inmaduros de mosquitos (**tabla 3.2.2.1.8.1**). A continuación, se ofrece una descripción detallada de cada uno de los enclaves estudiados, aportando información acerca de las características propias más relevantes.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Ibi	FR-01	N38°39'46,6"/O000°31'32,9"	1081	Abrevadero
Ibi	FR-02	N38°39'33,2"/O000°32'31,7"	130	Abrevadero
Alcoy	FR-03	N38°40'05,3"/O000°31'60,0"	660	Balsa
Alcoy	FR-04	N38°39'52,4"/O000°32'18,9"	622	Balsa
Ibi	FR-05	N38°39'26,5"/O000°33'43,8"	1230	Bebedero
Ibi	FR-06	N38°39'33,2"/O000°32'32,6"	1303	Fuente
Ibi	FR-07	N38°39'26,5"/O000°33'05,9"	1315	Bebedero
Alcoy	FR-08	N38°39'32,5"/O000°33'33,2"	1176	Bebedero
Ibi	FR-09	N38°39'31,7"/O000°33'33,3"	1157	Pozo

Tab. 3.2.2.1.8.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural del Carrascal de la Font Roja. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital.

3.2.2.2. Sierras litorales (SLIT):

3.2.2.2.1. El Parque Natural de la Sierra de Irta

Localización y generalidades

El Parque Natural de la Sierra de Irta se encuentra situado al NE de Castellón, en la comarca del Baix Maestrat (**fig. 3.2.2.2.1.1**). Ocupa parte de los términos municipales de Peñíscola, Santa Magdalena de Pulpis y Alcalà de Xivert-Alcossebre. Fue declarada *Parque Natural* y *Reserva Natural Marina de Irta* el 16 de julio de 2002, mediante *Decreto del Gobierno Valenciano 108/2002*, ocupando una superficie protegida de 12000 ha.

Está formada por una sierra que discurre paralela a la línea de costa a lo largo de 15 km prácticamente inalterados, en los que podemos encontrar acantilados, playas y calas. Destaca el acantilado de Torre Badum por ser uno de los más altos de la Comunidad Valenciana. La Sierra de Irta de Irta no destaca por su altitud, el pico más alto, de 572 metros, es el de Campanilles y la proximidad al mar no permite la formación de grandes barrancos, siendo el de mayor longitud el Barranco de Irta con unos 6 km de extensión. El matorral mediterráneo es la formación vegetal

predominante y existen especies vegetales de interés que podemos encontrar tanto cerca de la costa como en los barrancos que se adentran hacia el interior de la sierra. La flora más cercana al mar se caracteriza por las comunidades de limoniums (*Limonium*) e hinojo marino (*Crithmum maritimum*). De la fauna cabe destacar la presencia de aves marinas, como la gaviota Audouin (*Larus audouinii*) o el cormorán grande (*Phalacrocorax carbo*), diversas especies de anfibios y especies comunes de mamíferos, como el jabalí (*Sus scrofa*), el zorro (*Vulpes vulpes*), la gineta (*Genetta genetta*) y el tejón (*Meles meles*).

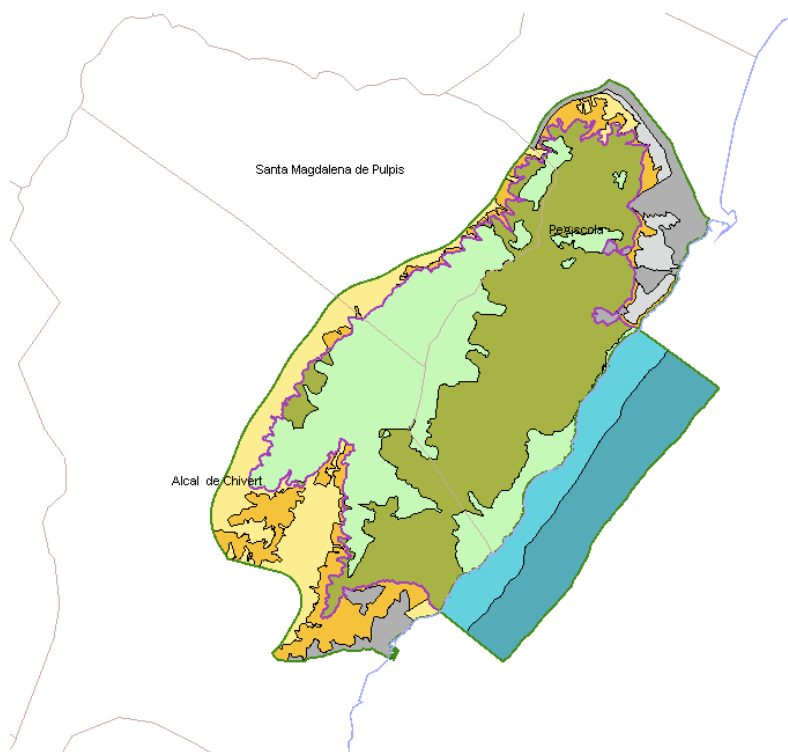


Fig. 3.2.2.2.1.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural de la Sierra de Irta.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

Climatología

Desde el punto de vista bioclimatológico, la Sierra de Irta se encuentra ubicado en el interior de la zona de influencia del bioclima *mediterráneo pluviestacional oceánico* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008), con una clasificación termotípica comprendida entre **TM** y **MM**, mientras que, ombrotípicamente, queda catalogado como **S** (GVA, 2003). Esta caracterización bioclimática, se traduce en temperaturas medias anuales comprendidas entre los 5-27 °C y mínimas inferiores a

los -5,0 °C (con un mínimo registrado de -5,1 °C durante el periodo de estudio). Pluviométricamente, los máximos anuales quedan comprendidos entre los 350-600 mm, con picos cíclicos máximos registrados a lo largo del año, en general durante los meses de mayo y septiembre (**figura 3.2.2.2.1.2**).

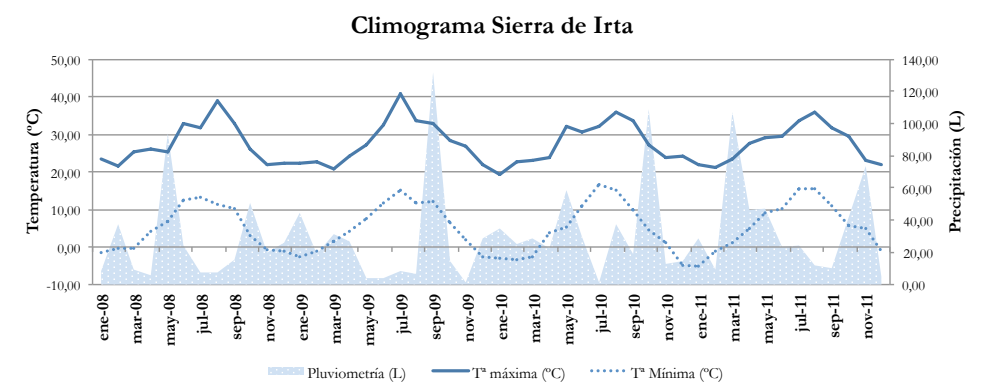


Fig. 3.2.2.2.1.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural de la Sierra de Irta.
Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estaciones climatológicas de Burriana y Alcalà de Xivert*.
Disponible en: <http://www.ceam.es>

Caracterización de los biotopos larvarios

Para realizar el estudio de las poblaciones larvarias de culícidos, se seleccionaron un total de **28 puntos** de muestreo localizados en el interior del parque natural de la Sierra de Irta, intentando cubrir la máxima variedad de ambientes hídricos susceptibles de albergar formas inmaduras de mosquitos (**tabla 3.2.2.2.1.1**). A continuación, se ofrece una descripción detallada de cada uno de los enclaves estudiados, aportando información acerca de las características propias más relevantes.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Sta. Magdalena de Pulpis	SI-01	N40°20'40,5"/E000°16'30,1"	150	Laguna
Alcalà de Xivert	SI-02	N40°17'38,8"/E000°13'33,6"	140	Contenedor
Peñíscola	SI-03	N40°19'41,9"/E000°20'15,3"	131	Barranco
Peñíscola	SI-04	N40°19'07,7"/E000°19'42,2"	129	Bidón
Peñíscola	SI-05	N40°19'07,7"/E000°19'42,2"	129	Bidón
Peñíscola	SI-06	N40°19'07,7"/E000°19'42,2"	129	Contenedor
Peñíscola	SI-07	N40°19'07,6"/E000°19'42,2"	102	Pozo
Peñíscola	SI-08	N40°19'06,8"/E000°19'45,2"	107	Charca
Alcalà de Xivert	SI-09	N40°16'57,6"/E000°19'36,0"	22	Bebedero
Alcalà de Xivert	SI-10	N40°17'35,0"/E000°18'51,0"	111	Bebedero
Peñíscola	SI-11	N40°18'19,7"/E000°19'17,5"	198	Bebedero
Peñíscola	SI-12	N40°18'21,7"/E000°19'20,6"	206	Bidón

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Peñíscola	SI-13	N40°18'39,8"/E000°19'04,2"	184	Fuente
Peñíscola	SI-14	N40°18'42,3"/E000°19'40,2"	110	Abrevadero
Peñíscola	SI-15	N40°17'48,8"/E000°20'43,6"	5	Bebedero
Peñíscola	SI-16	N40°23'23,1"/E000°24'18,5"	3	Pozo
Peñíscola	SI-17	N40°23'05,3"/E000°24'01,9"	1	Bidón
Peñíscola	SI-18	N40°22'50,4"/E000°23'48,7"	2	Contenedor
Alcalà de Xivert	SI-19	N40°16'55,9"/E000°13'15,9"	145	Laguna
Peñíscola	SI-20	N40°19'07,8"/E000°19'47,1"	109	Bidón
Peñíscola	SI-21	N40°19'39,6"/E000°20'18,9"	127	Barranco
Peñíscola	SI-22	N40°19'32,7"/E000°20'12,3"	118	Barranco
Sta. Magdalena de Pulpis	SI-23	N40°21'28,4"/E000°19'04,5"	161	Balsa
Sta. Magdalena de Pulpis	SI-24	N40°20'47,5"/E000°19'03,9"	272	Bebedero
Sta. Magdalena de Pulpis	SI-25	N40°20'50,0"/E000°19'34,4"	400	Sifón
Peñíscola	SI-26	N40°21'39,0"/E000°23'44,2"	4	Contenedor
Peñíscola	SI-27	N40°19'42,3"/E000°20'15,4"	127	Pozo
Peñíscola	SI-28	N40°18'39,8"/E000°19'04,2"	184	Abrevadero

Tab. 3.2.2.2.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural de la Sierra de Irta. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital.

3.2.2.2.2. El Parque Natural del Desert de les Palmes

Localización y generalidades

El Parque Natural del Desert de les Palmes está situado en la provincia de Castellón y ocupa parte de cinco términos municipales: Benicàssim, Cabanes, La Pobla Tornesa, Borriol y Castellón de la Plana (**figura 3.2.2.2.2.1**). Queda enclavado en una serranía litoral de la comarca de la Plana Alta, paralela a la costa, con abundantes crestas y roquedos.

Entró a formar parte de la red de espacios naturales de la Comunidad Valenciana en el año 1989, con una superficie protegida que ocupa un total de 3.200 ha, alcanzando su cota máxima en el pico del Bartolo con 729 m. Su vulnerabilidad ambiental es visible debido a los últimos incendios ocurridos en los años 1985 y 1992, que han dejado con ello una muestra de bosque y matorral en proceso de regeneración. En la actualidad se puede apreciar una buena recuperación de la cubierta vegetal, entre la que es posible encontrar un gran número de arbustos típicos de bosques primitivos, como el madroño (*Arbutus unedo*), durillo (*Viburnum tinus*), brezo arbóreo (*Erica arborea*), torvisco (*Daphne gnidium*), aladierno (*Rhamnus alaternus*), rusco (*Ruscus aculeatus*), enebro (*Juniperus oxycedrus*), lentisco (*Pistacea lentiscus*) y palmito (*Chamaerops humilis*), o enredaderas como la rubia (*Rubia peregrina*), hiedra (*Hedera helix*) o la zarzaparrilla (*Smilax aspera*).

Actualmente, la mayor parte del territorio está ocupada por diversos tipos de matorral, entre los que cabe destacar especies como: el romero (*Rosmarinus officinalis*), el tomillo (*Thymus vulgaris*), la aliaga (*Ulex parviflorus*), el brezo de invierno (*Erica multiflora*), albaida (*Anthyllis cytisoides*), la jara blanca (*Cistus albidus*) y la jara negra (*Cistus monspeliensis*). Asimismo, existen algunas especies de plantas endémicas, raras o amenazadas, como es el caso de *Leucojum valentinum*, *Cytisus villosus*, *Crassula campestris*, *Biscutella calduchii*, *Minuartia valentina*, etc.

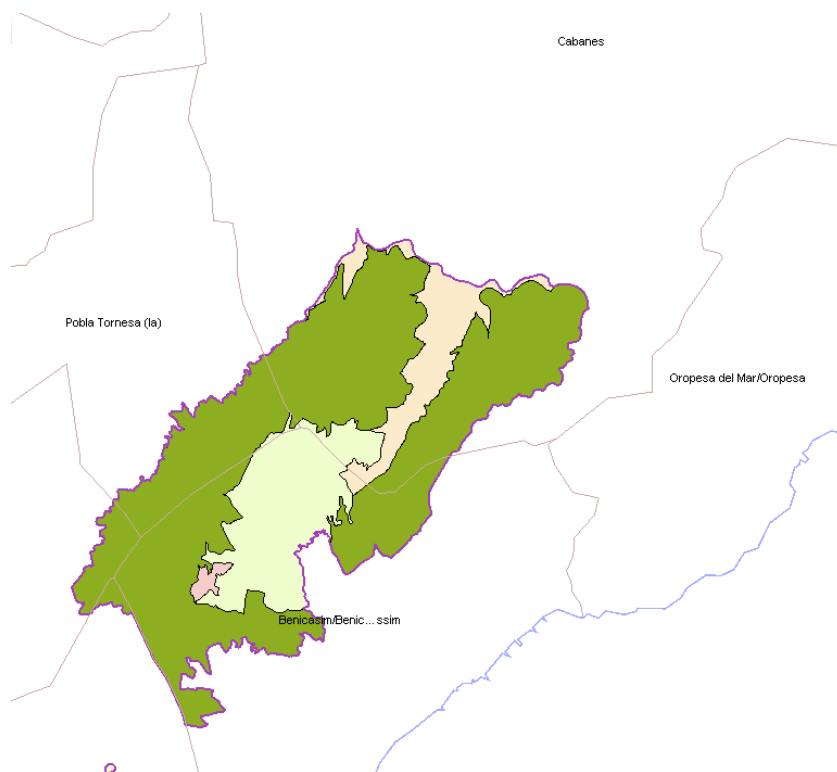


Fig. 3.2.2.2.2.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural del Desert de les Palmes.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

La variedad de ambientes, permite la existencia de muy diversas comunidades faunísticas, con algunas especies interesantes en cuanto a su distribución biogeográfica en la Comunidad Valenciana. Los anfibios están representados por el sapo corredor (*Bufo calamita*), el sapo común (*Bufo bufo*), el sapo partero (*Alytes obstetricans*) y la rana común (*Rana perezi*); entre los reptiles tenemos el lagarto ocelado (*Lacerta lepida*), la lagartija colilarga (*Psammotromus algirus*), la lagartija ibérica (*Podarcis hispanica*) y el eslizón ibérico (*Chalcides bedriagai*). En cuanto a los ofidios podemos citar a la culebra

de herradura (*Coluber hippocrepis*), culebra de escalera (*Elaphe scalaris*), culebra bastarda (*Malpolon monspessulanus*) y la culebra lisa (*Coronella girondica*).

En el parque se han registrado más de 120 especies de aves, siendo el grupo de vertebrados más numeroso. Entre ellas destacan algunas rapaces diurnas como el águila perdicera (*Aquila fasciata*), el cernícalo vulgar (*Falco tinnunculus*), el halcón peregrino (*Falco peregrinus*), el gavián (*Accipiter nisus*), etc., y otras nocturnas como la lechuza común (*Tyto alba*), el autillo (*Otus scops*), el mochuelo (*Athene noctua*), el búho chico (*Asio otus*) y el búho real (*Bubo bubo*). Por último, entre los mamíferos más característicos del parque destaca la presencia de carnívoros como la gineta (*Genetta genetta*), la garduña (*Martes foina*), la comadreja (*Mustela nivalis*) y el tejón (*Meles meles*), y otros como el jabalí (*Sus scrofa*), el conejo (*Oryctolagus cuniculus*), el zorro (*Vulpes vulpes*), la ardilla (*Sciurus vulgaris*), el erizo (*Erinacea anthyllis*) y diferentes especies de murciélagos.

Climatología

Bioclimáticamente, el Parque Natural del Desert de les Palmes resulta prácticamente idéntico al de la Sierra de Irta, quedando ubicado en el interior de la zona de influencia del bioclima *mediterráneo pluviestacional oceánico* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008), contando con una clasificación termotípica comprendida entre **TM** y **MM**, mientras que, ombrotípicamente, queda catalogado como **S** (GVA, 2003).

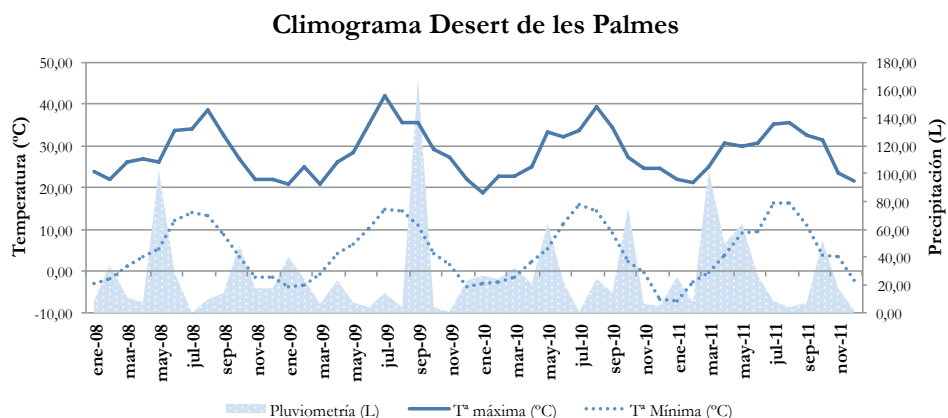


Fig. 3.2.2.2.2.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural del Desert de les Palmes.

Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estaciones climatológicas de Alcalà de Xivert*.

Disponible en: <http://www.ceam.es>

Bajo esta caracterización bioclimática, se pueden observar temperaturas medias anuales comprendidas ente los 4-28 °C, con mínimas anuales inferiores a los -5,0 °C (con un mínimo registrado de -7,2 °C durante el periodo de estudio), facilitando las heladas durante los meses invernales. Las precipitaciones medias anuales oscilan entre los 350-600 mm, variando a lo largo del año y siendo especialmente abundantes durante los meses primaverales (abril-mayo) y principios de otoño (septiembre-octubre) (**figura 3.2.2.2.2.2**).

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural del Desert de les Palmes, se seleccionaron un total de **18 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.2.2.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Benicásim	DP-01	N40°04'19,0"/E000°01'18,9"	403	Balsa
Cabanes	DP-02	N40°05'12,0"/E000°03'10,4"	264	Fuente
Cabanes	DP-03	N40°06'12,7"/E000°04'05,6"	127	Fuente
Cabanes	DP-04	N40°06'33,6"/E000°02'33,8"	220	Balsa
Cabanes	DP-05	N40°06'12,4"/E000°02'13,5"	270	Fuente
Pobla Tòrnese	DP-06	N40°05'40,8"/O000°0'06,3"	294	Cañaveral
Pobla Tòrnese	DP-07	N40°05'44,8"/E000°00'03,8"	301	Bidón
Cabanes	DP-08	N40°05'12,9"/E000°02'47,2"	477	Bebedero
Cabanes	DP-09	N40°05'16,1"/E000°02'58,3"	407	Bebedero
Cabanes	DP-10	N40°06'12,9"/E000°04'05,8"	119	Barranco
Cabanes	DP-11	N40°06'14,5"/E000°02'12,5"	82	Balsa
Pobla Tòrnese	DP-12	N40°04'21,9"/E000°00'49,1"	500	Fuente

Tab. 3.2.2.2.2.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural del Desert de les Palmes. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital.

3.2.2.3. Marjales y Humedales (MHUM):

3.2.2.3.1 El Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca

Localización y generalidades

El Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca ocupa parte de los términos municipales de las poblaciones de las que toma su nombre. Se trata de la principal zona húmeda de la provincia de Castellón (**figura 3.2.2.3.1.1**), al tiempo que

es uno de los hábitats húmedos menos alterados de la Comunidad Valenciana. Está constituido por un prado pantanoso separado del mar por una restinga de gravas, constituyendo un ejemplo de humedal en avanzado estado de colmatación natural.

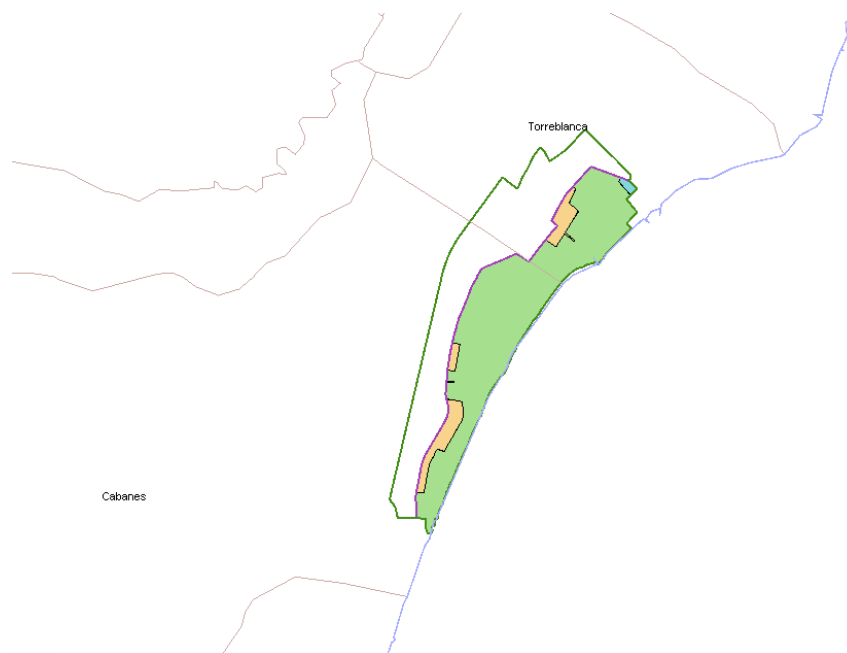


Fig. 3.2.2.3.1.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

En particular, su importancia está reconocida a escala mundial con la inclusión del espacio en la *Lista de Humedales de Importancia Internacional*, establecida en virtud de la *Convención sobre los Humedales (Ramsar)*, firmada en 1971. El espacio destaca como ejemplo relevante de uso sostenible de los recursos naturales. El uso público, en términos de investigación, estudio, enseñanza y disfrute ordenado del medio, la actividad minera centrada en la extracción de turba, la agricultura, la caza y la pesca se han practicado de forma ordenada y compatible con la conservación del patrimonio natural desde hace generaciones.

La vegetación del Prat de Cabanes-Torreblanca está compuesta por tres grandes grupos de comunidades vegetales: por un lado las **formaciones acuáticas y semiacuáticas** que son en su conjunto las más abundantes y en las que se incluyen, además de las formaciones de plantas flotantes y sumergidas, los carrizales,

masiegares, juncales, etc; por otro lado las **comunidades de saladar** y por último las **comunidades del cordón litoral**.

Entre las formaciones acuáticas, destacan las comunidades de errantófitos, con representantes del género *Lemna*, al que pertenecen diferentes especies de lenteja de agua como *Lemna gibba*, *Lemna trisulca* y *Lemna minor*. Por otro lado, las formaciones semiacuáticas (plantas que enraizan sobre el fondo pero que presentan su porte fuera del agua) presentan como principales representantes a hidrófitos radicales como la espiga de agua (*Potamogeton pectinatus*) o el ceratófilo (*Ceratophyllum submersum*). Igualmente, destaca en esta formación la vegetación palustre representada por especies como el carrizo (*Phragmites*), la enea (*Typha angustifolia*) y los juncos (*Scirpus* y *Juncus*). Las comunidades de saladar se caracterizan por la presencia de especies halófilas como la hierba salada (*Salicornia ramosissima*), la sosa alacranera (*Sarcocornia fruticosa*) o el junco candilejo (*Juncus subulatus*). A estas comunidades, se añaden las de cordón litoral, entre las que se diferencian las de cantos rodados como la amapola de prado (*Glaucium flavum*) y la de arenas como el elimo (*Elymus farctus*), el barrón (*Ammophila arenaria*), el carretón de playa (*Medicago marina*) o el cuernecillo de mar (*Lotus creticus*).

En cuanto a la fauna característica del parque, destaca especialmente la presencia de algún endemismo como el del crustáceo decápodo *Paleomonetes xariqueyi*, típico de humedales litorales bien conservados; mientras que entre los peces es especialmente destacable la presencia de dos especies de ciprinodóntidos: el samaruc (*Valencia hispanica*) y el fartet (*Aphanius iberus*). En cuanto a la fauna reptiliana destaca especialmente la presencia del galápagos europeo (*Emys orbicularis*), especie en grave regresión en la Comunidad Valenciana, principalmente en la zona litoral, debido a la degradación de la calidad hídrica que sufren estos ambientes y a la aparición de especies exóticas en el medio natural que suponen el desplazamiento de las especies autóctonas.

La avifauna es la fauna más representada en el parque natural. En él encontramos las colonias nidificantes más importantes de la Comunidad Valenciana de especies como la canastera (*Glareola pratincola*), que presenta en el Prat la mayor colonia nidificante de todo el litoral mediterráneo español. Es importante destacar la presencia del carricerín real (*Acrocephalus melanopogon*), la presencia y nidificación del aguilucho cenizo (*Circus pygargus*) y el aguilucho lagunero (*Circus aeruginosus*). Otras especies que nidifican en el espacio protegido son el zampullín chico (*Tachybaptus ruficollis*), el avetorillo (*Ixobrychus minutus*), el ánade real (*Anas platyrhynchos*), el rascón (*Rallus aquaticus*), la gallineta europea (*Gallinula chloropus*), la focha (*Fulica atra*), la cigüeñuela (*Himantopus himantopus*), el chorlitejo patinegro (*Charadrius alexandrinus*) y diversos passeriformes palustres, como el carricero común (*Acrocephalus scirpaceus*), el carricero tordal (*Acrocephalus arundinaceus*) y la buscarla unicolor (*Locustella luscinioides*).

Climatología

Climatológicamente, el Prat de Cabanes-Torreblanca se define como *mediterráneo pluviestacional oceánico* (Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008); con una clasificación termotípica comprendida entre **TM** y **MM**. Ombrotípicamente, esta zona de marjalería costera queda catalogada como **S** (GVA, 2003).

Estas características bioclimáticas, hacen que este parque natural registre precipitaciones medias anuales comprendidas entre los 350-600 mm, concentrándose el periodo húmedo durante los meses de primavera (abril-mayo) y principios de otoño (septiembre-octubre). Igualmente, las temperaturas medias anuales oscilan en torno a los 3-29 °C, con máximas que alcanzan los 40,0 °C durante los meses estivales y mínimas inferiores a los -5,0 °C (habiéndose registrado un mínimo de -8,55°C durante el periodo de estudio) (**figura 3.2.2.3.1.2**).

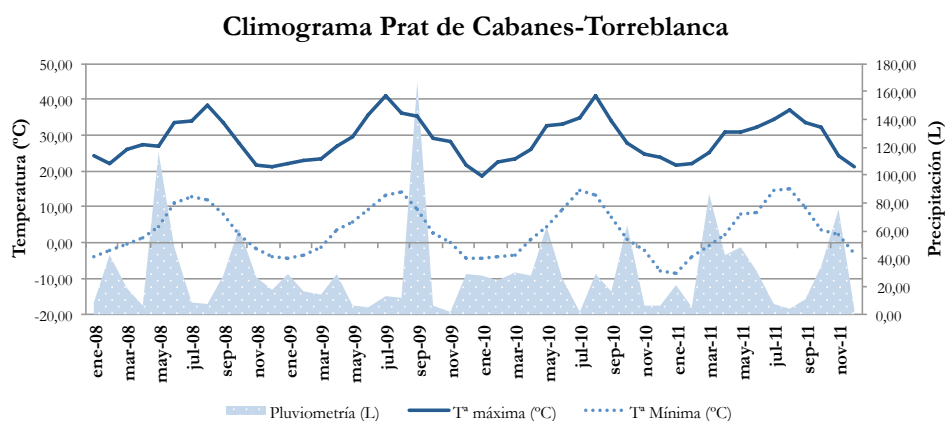


Fig. 3.2.2.3.1.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca. Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estaciones climatológicas de la Vall d'Alba y Alcalà de Xivert*. Disponible en: <http://www.ceam.es>

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca, se seleccionaron un total de 13 puntos de muestreo (**tabla 3.2.2.3.1.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Torreblanca	PC-01	N40°11'19,3"/E000°12'54,1"	0	Saladar
Torreblanca	PC-02	N40°11'06,1"/E000°12'36,5"	0	Saladar
Torreblanca	PC-03	N40°11'10,6"/E000°12'37,2"	0	Saladar
Torreblanca	PC-04	N40°11'41,1"/E000°12'21,0"	0	Encharcamiento
Torreblanca	PC-05	N40°11'51,0"/E000°12'11,4"	1	Canal
Torreblanca	PC-06	N40°11'50,0"/E000°12'11,0"	1	Cubo
Torreblanca	PC-07	N40°11'59,9"/E000°13'29,8"	0	Balsa
Cabanes	PC-08	N40°08'14,0"/E000°09'51,4"	9	Laguna
Cabanes	PC-09	N40°09'19,3"/E000°10'16,1"	0	Balsa
Cabanes	PC-10	N40°07'27,8"/E000°09'36,3"	0	Laguna
Cabanes	PC-11	N40°08'57,7"/E000°09'58,0"	0	Canal
Cabanes	PC-12	N40°10'09,6"/E000°10'12,4"	11	Balsa
Cabanes	PC-13	N40°09'57,4"/E000°10'12,2"	3	Balsa

Tab. 3.2.2.3.1.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital.

3.2.2.3.2. El Parque Natural del Hondo de Elche

Localización y generalidades

El Parque Natural del Hondo de Elche, se localiza en los términos municipales de Elche y Crevillente (Alicante) (**figura 3.2.4.2.1**). Se sitúa en la llanura aluvial de la comarca del Baix Vinalopó, cerca de las salinas de Santa Pola, con quien comparte un origen común. Este enclave, ha sido objeto de progresivas transformaciones efectuadas por el ser humano, que han configurado el paisaje actual mediante la creación y mantenimiento de un ecosistema típico de humedal. Esta área de terreno húmedo de 2.387 ha de extensión, tiene gran interés ecológico, pero tampoco resulta desdeñable su importante valor económico.

El actual humedal del Hondo, tiene su origen en el año 1923, cuando se excavó el embalse de Levante, de 409 ha y 5 hm³ de capacidad; entre 1940 y 1942 se construye el embalse de Poniente de 658 ha y 11 hm³. Con el agua de estos embalses, procedente del río Segura, se riegan cerca de 40.000 hectáreas localizadas en la zona situada entre San Juan y Orihuela. Además de los dos embalses, el parque natural incluye una orla de charcas estacionales, muchas de ellas creadas para la práctica cinegética, además de un conjunto de saladares y algunas tierras donde se mantienen cultivos. El Hondo está considerado la segunda zona húmeda en importancia de la Comunidad Valenciana y está incluido en la lista de la *Convención Internacional sobre Zonas Húmedas y Aves Acuáticas (Ramsar)* desde 1990, así como en la *Directiva 94/43/CE de*

Hàbitats, formando parte de la *Red Natura 2000*, como *Lugar de Importancia Comunitaria* (LIC) y *Zona de Especial Protección para las Aves* (ZEPA).

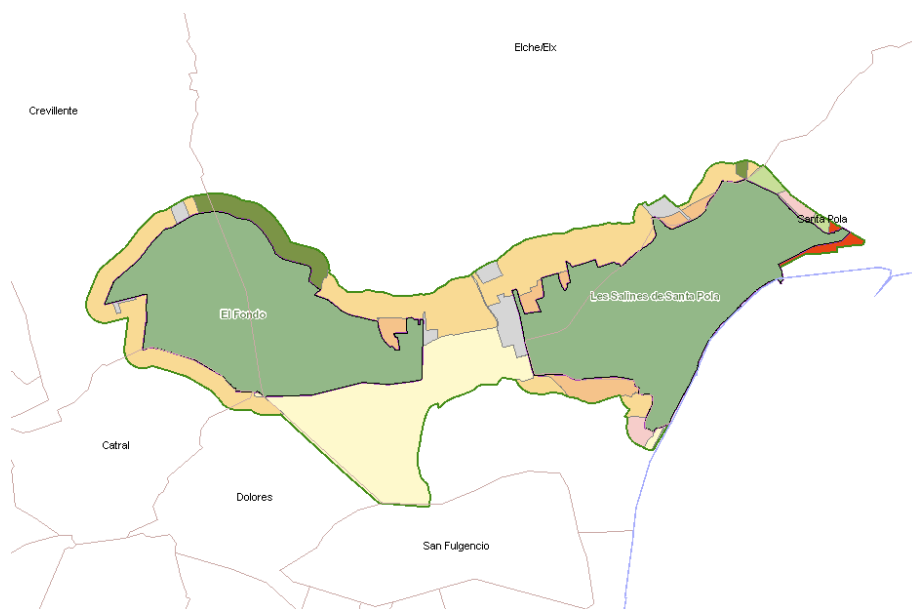


Fig. 3.2.2.3.2.1. Mapa representativo de la localización, extensión municipal y límites administrativos del PORN relativo al Parque Natural del Hondo de Elche y Salinas de Santa Pola.

Datos obtenidos de la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient*.

Cartografía disponible en: <http://cartoweb.cma.gva.es/visor/>

Los terrenos que constituyen El Hondo son bastante homogéneos. Sin embargo, en el parque existen distintos ambientes en función del grado de encharcamiento de las diversas zonas y de la calidad de las aguas de las mismas. Los embalses poseen un agua relativamente dulce y con un alto grado de eutrofia. Estas características motivan que la vegetación sumergida sea escasa, siendo la formación dominante el carrizo (principalmente *Arundo donax* y *Phragmites australis*), que rodea y coloniza las aguas poco profundas, alternando en algunas zonas con formaciones de juncos (*Juncus*). Las charcas periféricas están constituidas por aguas rasas con alto grado de salinidad y, en general, de mejor calidad. En ellas, las formaciones de saladar, que incluyen entre otras especies *Limonium* spp., *Halocnemum* spp., *Suaeda* spp. o *Salicornia* spp., constituyen una vegetación típica en la zona de gran interés por su carácter endémico del sureste peninsular. Por último, en alguno de los terrenos drenados de la periferia, todavía es posible observar diferentes cultivos, entre los que se intercalan palmeras (principalmente *Phoenix canariensis*) y eucaliptus (*Eucalyptus camaldulensis*) que bordea el canal principal y atraviesan el parque.

La avifauna es la mejor representada en el parque. Sin embargo, también existen especies de fauna íctica como la anguila (*Anguilla anguilla*), el mujol (*Mugil*

cephalus) y, sobre todo, el fartet (*Aphanius iberus*), ciprinodóntido endémico del mediterráneo español. La lagartija colirroja (*Acanthodactylus erythurus*) es la especie más abundante entre los reptiles, mientras que el camarón de agua dulce (*Palaemonetes zariquieyi*), crustáceo endémico, también resulta muy numeroso. Entre las muchas especies presentes en el parque, destacan especialmente la cerceta pardilla (*Marmaronetta angustirostris*) y la malvasía cabeciblanca (*Oxyura leucocephala*), teniendo la primera de ellas en el Hondo de Elche su principal punto de cría de toda la península, no encontrándose en ningún otro punto del continente. Otras aves que destacan durante la época de nidificación son las colonias de garzas, entre las cuales aparecen especies muy escasas como la garza imperial (*Ardea purpurea*), el martinete (*Nycticorax nycticorax*) y especialmente la garcilla cangrejera (*Ardeola ralloides*).

Entre las anátidas nidificantes resaltar por su abundancia el pato colorado (*Netta rufina*) y el porrón común (*Aythya ferina*). También anida el tarro blanco (*Tadorna tadorna*), especie difícil de encontrar. En aguas poco profundas es posible observar colonias de aves limícolas, como la avoceta (*Recurvirostra avosetta*), la cigüeñuela (*Himantopus himantopus*) y la canastera (*Glareola pratincola*), que tiene en el parque, junto al Prat de Cabanes-Torreblanca, los dos únicos puntos de cría catalogados en la Comunidad Valenciana. Otras especies que pueden observarse en el parque son el aguilucho lagunero (*Circus aeruginosus*) y el águila pescadora (*Pandion haliaetus*); además del bigotudo (*Panurus biarmicus*), el pájaro moscón (*Remiz pendulinus*) o el carricerín real (*Acrocephalus melanopogon*), todas ellas especies amenazadas por la desaparición y degradación de los ecosistemas palustres.

Climatología

El Parque Natural del Hondo de Elche, queda encuadrado bajo la influencia del macrobioclima *mediterráneo*, concretamente, bajo la variante bioclimática *mediterránea pluviestacional oceánica*. Termotípicamente, se define como un clima principalmente **TM-MM**, mientras que su clasificación ombroclimática se corresponde con el tipo **S** (GVA, 2003; Rivas Martínez, 2004; López Fernández *et al.*, 2008).

Durante el periodo de estudio, se registraron temperaturas anuales medias comprendidas entre los 9-30 °C, con mínimas inferiores a los -0,0 °C (con un mínimo de registrado durante el periodo de estudio -0,4 °C) durante el periodo invernal. Los máximos pluviométricos oscilan entre los 200-350 mm de media (GVA, 2003), observándose los picos máximos durante los meses de abril-mayo y septiembre-octubre-noviembre mientras que los mínimos se registran durante los meses de junio, julio y agosto, llegándose a producir la ausencia total de lluvias (**figura 3.2.2.1.5.2**).

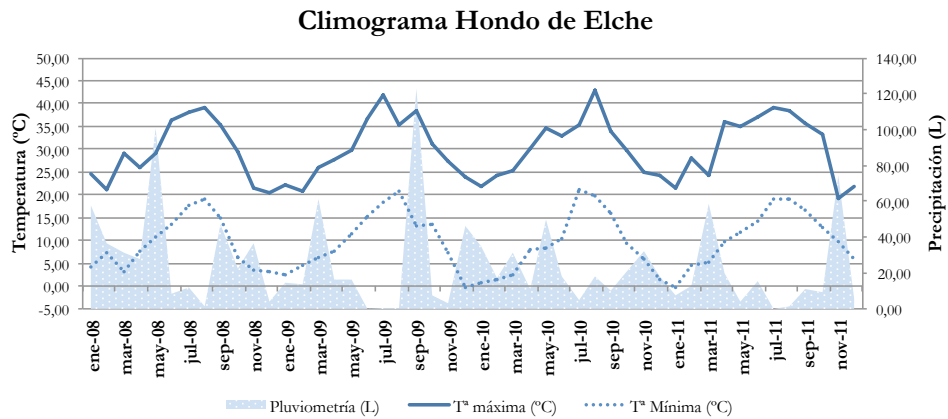


Fig. 3.2.2.3.1.2. Tendencia de las máximas/mínimas temperaturas y precipitaciones del periodo de estudio (años 2008-2011) representativas del Parque Natural del Hondo de Elche.
Datos obtenidos de la *Fundación CEAM, estación climatológica de Albufera*.
Disponible en: <http://www.ceam.es>

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural del Hondo de Elche, se seleccionaron un total de **18 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.3.2.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Elche	HE-01	N38°12'31,7"/O000°45'55,9"	6	Canal
Elche	HE-02	N38°11'25,2"/O000°41'14,1"	10	Acequia
Elche	HE-03	N38°11'12,7"/O000°47'24,3"	8	Acequia
Elche	HE-04	N38°11'13,6"/O000°47'19,9"	2	Laguna
San Felipe Neri	HE-05	N38°12'36,8"/O000°46'06,1"	10	Canal
Dolores	HE-06	N38°09'58,4"/O000°43'05,3"	3	Laguna
San Fulgencio	HE-07	N38°08'09,9"/O000°42'49,1"	1	Laguna
San Fulgencio	HE-08	N38°07'56,8"/O000°42'25,3"	0	Sifón
Elche	HE-09	N38°12'30,6"/O000°46'11,4"	14	Canal
Elche	HE-10	N38°11'10,1"/O000°47'17,7"	9	Canal
Elche	HE-11	N38°11'14,5"/O000°47'18,0"	0	Canal
Elche	HE-12	N38°10'57,4"/O000°47'11,8"	3	Laguna
Elche	HE-13	N38°11'02,4"/O000°47'24,4"	3	Contenedor
Elche	HE-14	N38°09'57,5"/O000°43'02,1"	0	Canal
Dolores	HE-15	N38°09'57,5"/O000°43'02,1"	11	Sifón
Dolores	HE-16	N38°11'26,1"/O000°41'35,8"	11	Sifón

Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Catral	HE-17	N38°09'57,0"/O000°43'06,2"	5	Sifón
Catral	HE-18	N38°11'12,3"/O000°47'23,7"	2	Laguna

Tab. 3.2.2.3.2.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural del Hondo de Elche. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital.

3.2.2.3.3. El Parque Natural de las Salinas de Santa Pola

Localización y generalidades

Las actuales salinas de Santa Pola y el espacio que hoy en día constituye El Hondo, conformaban antiguamente una gran zona húmeda conocida como la albufera de Elche, que abarcaba casi toda la llanura de Elche (**figura 3.2.2.3.3.1**). El Parque Natural de las Salinas de Santa Pola consta de 2.470 ha de extensión. En la zona costera, con sus playas y dunas, se ubica la explotación salinera que contrasta ampliamente con una zona de agua dulce embalsada permanentemente en el interior del parque, y unos terrenos con aguas someras a ras de suelo, que se encharcan temporalmente. El espacio que bordea el contorno interior del parque está ocupado por cultivos de diversa tipología.

Las formaciones de vegetación en el Parque Natural de las Salinas de Santa Pola son muy variadas. En las dunas litorales, se desarrollan las formaciones de *Crucianellion maritimae* con ejemplares de *Periploca angustifolia* y *Osyris quadripartita*. *Halocnemum strobilaceum* junto con *Juncus maritimus* y *Juncus subulatus* destacan entre las especies propias de las formaciones del orden *Arthrocnemetalia*, que ocupa extensas superficies alrededor de las balsas salineras. Las estepas salinas del orden *Limonietalia* están muy bien representadas en las zonas contiguas a las anteriores. *Limonium santapolense* es la especie más característica por ser un endemismo exclusivo de esta localidad.

Las grandes colonias de cría de algunas aves tienen gran interés. La avoceta (*Recurvirostra avosetta*), la cigüeñuela (*Himantopus himantopus*), el chorlito patinegro (*Charadrius alexandrinus*), el charrancito (*Sterna albifrons*) o el charrán común (*Sterna hirundo*), son ejemplos de la variedad faunística de este enclave natural. Destaca también la presencia como nidificante del tarro blanco (*Tadorna tadorna*) y de la cerceta pardilla (*Marmaronetta angustirostris*). Otras aves, atraídas por una zona que les proporciona agua y comida en cualquier época del año, ocupan las salinas temporalmente, como es el caso del flamenco (*Phoenicopterus roseus*). Otras especies con una casuística similar son algunas anátidas como el pato cuchara (*Anas chryseata*), el pato colorado (*Netta rufina*), el porrón común (*Aythya ferina*) o la cerceta común (*Anas crecca*).

y otras son limícolas como las avocetas (*Recurvirostra avosetta*), las cigüeñuelas (*Himantopus himantopus*), los chorlitejos (*Charadrius dubius*), las agujas colinegras (*Limosa limosa*), los correlimos (*Calidris canutus*) y los archibebes (*Tringa totanus*).

Climatología

Bioclimáticamente, y tal y como se ha mencionado con anterioridad, tanto el Hondo de Elche como las Salinas de Santa Pola constituyen una única entidad denominada Albufera de Elche. Esto implica que las características climatológicas de ambos parques naturales sean, prácticamente, idénticas en tiempo y espacio. Por tanto, en este apartado nos remitiremos a la consulta de la sección climatológica descrita para el caso del Parque Natural del Hondo de Elche.

Caracterización de los biotopos larvarios

Para llevar a cabo el estudio de las poblaciones larvarias de mosquitos en el Parque Natural de las Salinas de Santa Pola, se seleccionaron un total de **13 puntos** de muestreo (**tabla 3.2.2.3.3.1**), localizados tanto en el ámbito del PORN como del PRUG del parque. A continuación, se resumen las características generales intrínsecas al biotopo larvario muestreado, y las referentes a la localización del hábitat en particular.

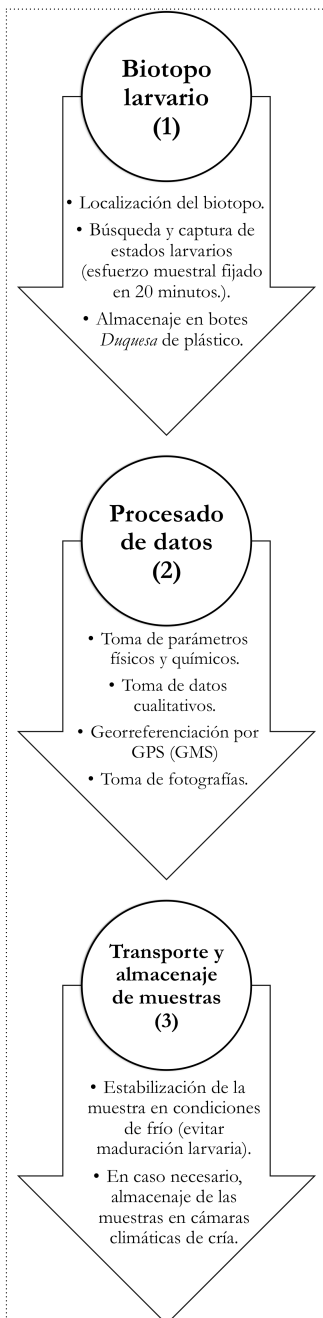
Localidad	Código	GPS (Sis. GMS)	Altitud (m)	Tipología
Santa Pola	SS-01	N38°14'42,3"/O000°32'46,4"	14	Laguna
Santa Pola	SS-02	N38°11'50,2"/O000°34'42,3"	9	Laguna
Santa Pola	SS-03	N38°11'49,3"/O000°34'38,8"	0	Laguna
Santa Pola	SS-04	N38°12'02,5"/O000°34'43,9"	1	Laguna
Santa Pola	SS-05	N38°13'51,8"/O000°34'03,6"	20	Sifón
Santa Pola	SS-06	N38°11'59,7"/O000°34'26,0"	0	Laguna
Santa Pola	SS-07	N38°11'50,0"/O000°34'42,6"	4	Encharcamiento
Santa Pola	SS-08	N38°11'58,9"/O000°34'39,0"	0	Canal
Santa Pola	SS-09	N38°11'58,0"/O000°34'33,4"	0	Laguna
Santa Pola	SS-10	N38°13'12,3"/O000°33'55,7"	6	Contenedor
Elche	SS-11	N38°12'59,5"/O000°35'46,1"	5	Carrizal
Elche	SS-12	N38°12'36,7"/O000°36'31,4"	5	Saladar
Santa Pola	SS-13	N38°12'40,1"/O000°31'33,2"	12	Bebedero

Tab. 3.2.2.3.3.1. Listado de los puntos de muestreo estudiados en el Parque Natural las Salinas de Santa Pola. Se detalla la relación de coordenadas GPS (GMS) utilizadas para su emplazamiento sobre cartografía digital.

3.3. Metodología

3.3.1. Estudio de campo y de laboratorio

Estudio de campo



El trabajo de campo elaborado para la obtención del material entomológico estudiado en la presente tesis doctoral, ha consistido en el empleo de diferentes métodos y técnicas para garantizar la correcta obtención de los datos. A continuación, se detalla tanto la metodología como el orden secuencial de los procedimientos empleados, así como un esquema aclaratorio de los mismos (**figura 3.3.1.1-izquierda**).

La técnica utilizada para la recolección de los estados inmaduros fue la conocida como *dipping*, la cual consiste en la introducción de un recipiente (*dipper*) de, aproximadamente, 350 ml de capacidad en el medio hídrico del que se pretende obtener una alícuota, y cuya utilidad para dicho fin está ampliamente contrastada (Service, 1993b; Becker *et al.*, 2010). Con el objetivo de sistematizar y homogeneizar la toma de muestras, y por cuestiones de representatividad, el esfuerzo muestral se fijó en un máximo de 20 minutos, incluyendo en este tiempo tanto la búsqueda como la captura de larvas para cada uno de los puntos de muestreo. Los ejemplares capturados fueron almacenados en botes de plástico tipo *duquesa* (rotulados y etiquetados debidamente) y transportados en condiciones de frío hasta el laboratorio. Posteriormente, se procedió a su fijación en alcohol al 70%, previa muerte por baño en agua caliente (a 60° C/5 seg.), tal y como se recomienda para evitar la contracción y distorsión de las larvas, así como para prevenir la melanización u oscurecimiento corporal, no sólo de culícidos, sino para toda clase de dípteros en general (Rossi & Almirón, 2004; Rodríguez Vivas & Cob Galera, 2005). En caso de ser necesario (estados larvarios L3 o inferiores), una parte de los ejemplares capturados, se mantuvieron vivos en cámaras climáticas de cría con las condiciones adecuadas de temperatura y humedad (1ª:

25°C, Hum: 65%), hasta alcanzar el cuarto estadio larvario (L4), adecuado para su determinación específica. Las cámaras de cría empleadas, pertenecientes a la marca *Ibercex*, funcionan con un sistema de aire forzado, que produce una alta homogeneización de la temperatura en cámara, dimensionando adecuadamente la misma para evitar la formación de hielo. El sistema frigorífico aporta frío a la cámara manteniendo una precisión de regulación de ± 0.5 °C. Las cámaras de cría empleadas posibilitan el mantenimiento de una temperatura de funcionamiento comprendida entre -10°C y 45°C.

Paralelamente, y para completar la obtención de datos, se llevó a cabo el estudio de parámetros físico-químicos del agua *in situ*. Se realizó la determinación del pH, temperatura, conductividad, salinidad, potencial redox y solutos en disolución (TDS) del cuerpo hídrico muestreado, para lo que se empleó instrumental portátil multiparamétrico modelo Consort-C535 con una sonda combinada para pH y temperatura y otra para conductividad y TDS. La sonda de pH permitió la medida del mismo en un rango estándar de entre 0 y 14, con una resolución de 0,01, mientras que la sonda de temperatura lo permitió entre 0 y 100°C, habiéndose establecido como resolución una cifra decimal (0,1°C). La sonda de conductividad permitió la medida de la misma en un rango comprendido entre 0 y 1000 mS/cm, con una resolución de 0.01µS/cm, y de TDS entre 0 y 100 g/L, con una resolución de 0,1 g/L. La determinación de la salinidad es calculada automáticamente por el instrumental basándose en el “*Extended Practical Salinity Scale*” de 1978, con un rango comprendido entre 0 y 70‰, con una resolución de 0,1‰. Para llevar a cabo este tipo de análisis, se sumergían las respectivas sondas en la colección de agua muestreada hasta la estabilización de la medida, efectuando, a continuación, la lectura y almacenaje de los datos.

Como parte del proceso para la caracterización del medio hídrico, y debido a la importancia del empleo de esta característica en otros estudios larvarios de mosquitos, se clasificaron las aguas en función de su salinidad atendiendo a los criterios de López Sánchez (1989). Ello nos permitió establecer hasta cinco categorías diferentes en base a la salinidad del agua:

- a) *Dulces o hiposalinas*: 0,00 - 0,49 g/L
- b) *Oligosalobres*: 0,50 - 4,99 g/L
- c) *Salobres*: 5,00 - 15,99 g/L
- d) *Polisalobres*: 16,00 - 39,99 g/L
- e) *Saladas o hipersalinas*: > 40,00 g/L

PARQUE NATURAL:	RECOLECTORES:	FECHA:
NÚM. MUESTRA:	COORDENADAS GPS:	ALTITUD:
PROVINCIA:	LOCALIDAD:	
TERRENO Y POSICIÓN: ☐ Montaña ☐ Colina ☐ Valle ☐ Meseta ☐ Llanura ☐ Cueva ☐ Artificial AMBIENTE GENERAL: ☐ Bosque perenne ☐ Bosque caducifolio ☐ Bosque conífero ☐ Bosque húmedo ☐ Pantano/Embalse ☐ Río/Arroyo/Escurrentía ☐ Desembocadura ☐ Laguna ☐ Playa costera ☐ Plantación/Huerta ☐ Arrozal ☐ Marjalería ☐ Canalización ☐ Vertido ☐ Recipiente artificial	HÁBITAT LARVARIO: ☐ Lago/Laguna/Charca ☐ Charco/Oquedad sobre sustrato ☐ Oquedad arbórea (<i>dendroitelma</i>) ☐ Manantial/Surgencia ☐ Canal o zanja ☐ Pozo ☐ Abrevadero/Fuente/Bebadero ☐ Recipiente artificial: ☐ Plástico ☐ Metal ☐ Hormigón/Cemento ☐ Caucho/Goma (<i>neumático</i>) MORFOMETRÍA ☐ Longitud (cm): ☐ Amplitud (cm): ☐ Superficie (cm ²): ☐ Profundidad: ☐ Somero (<40 cm) ☐ Profundo (>40 cm) TIPO DE SUSTRATO: ☐ Rocoso ☐ Pedregoso ☐ Arenoso ☐ Cenagoso	AMBIENTE ACUÁTICO: ☐ Estancado ☐ Léntico ☐ Lótico ☐ Permanente ☐ Semipermanente ☐ Temporal ☐ Limpio ☐ Turbio ☐ Contaminado INSOLACIÓN: ☐ Total ☐ Parcial ☐ Nula VEGETACIÓN ACUÁTICA: ☐ Ausente ☐ Aérea ☐ Superficial ☐ Sumergida ☐ Algas
NIVEL ANTRÓPICO: ☐ Salvaje ☐ Rural ☐ Urbano • Distancia asentamiento:	FOTOGRAFÍA:	

Fig. 3.3.1.2. Plantilla empleada para la recolección de datos cualitativos en campo sobre los puntos de muestreo visitados.

Por último, se procedió a la caracterización cualitativa de los puntos de muestreo. Para ello, se empleó una plantilla de procesado de datos (**figura 3.3.1.2**) diseñada para la obtención de la máxima información posible en base a la condición que mejor se ajustase para cada caso. En dicha plantilla se registraron parámetros referentes a la localización del punto de muestreo, su posición, el nivel de antropización del medio, características del hábitat larvario, morfometría, tipo de sustrato, características del ambiente acuático y su vegetación, nivel de insolación etc.

Todos los enclaves muestreados fueron georreferenciados mediante el sistema de coordenadas GMS (*Grados, Minutos, Segundos*), utilizando un dispositivo GPS portátil (*Garmin Etrex Legend y Garmin GPS 12/datumWGS 84*), obteniendo, igualmente, medida de la altitud, además de las coordenadas precisas de todos y cada uno de los puntos visitados. Por último, se tomaron fotografías tanto del ambiente general, circundante y concreto de los distintos biotopos larvarios muestreados.

Estudio en laboratorio (figura 3.3.1.4)

Para llevar a cabo la determinación específica de los ejemplares obtenidos mediante los muestreos planificados, se recurrió al análisis taxonómico mediante microscopio estereoscópico, estudiando la anatomía, morfología y morfometría larvaria; todo ello siguiendo criterios taxonómicos reconocidos (Encinas Grandes, 1982; Darsie & Saminadou Voyadjoglou, 1997; Romi *et al.*, 1997; Schaffner *et al.*, 2001). En caso de ser necesario, se recurrió a una observación más precisa y minuciosa de ciertas estructuras anatómicas para la confirmación taxonómica de los ejemplares estudiados. Los especímenes fueron montados mediante el sistema de portaobjetos/ cubreobjetos siguiendo diferentes criterios protocolarios modificados (Belkin, 1962; Belkin *et al.*, 1967; Gaffigan & Pecor, 1997); los cuales consisten en, previo corte a nivel del séptimo segmento abdominal, la disposición de éste perpendicularmente al resto del cuerpo sobre el portaobjetos. Todas estas técnicas han sido aplicadas con el objetivo de conseguir una óptima extensión de las sedas corporales para facilitar su visualización al microscopio óptico.

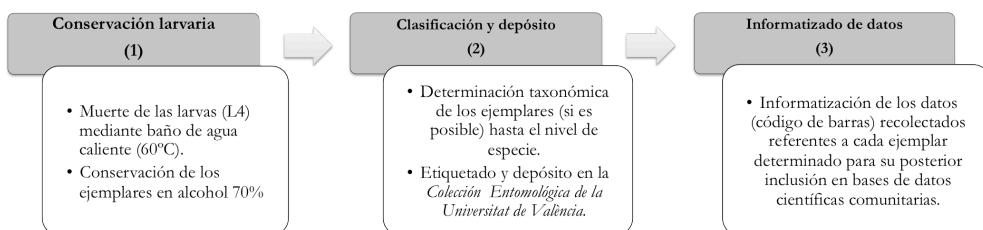


Fig. 3.3.1.4. Esquema metodológico de trabajo en laboratorio para la determinación, conservación y depósito de larvas de dípteros culícidos en el *Laboratorio de Entomología y Control de Plagas, Universitat de València (Estudi General)*.

3.3.2. Estudio de la diversidad

3.3.2.1 Índices de biodiversidad

La biodiversidad se define (según el Convenio sobre Diversidad Biológica) como *la variabilidad entre los organismos vivientes de todas las fuentes, incluyendo, entre otros, los organismos terrestres, marinos y de otros ecosistemas acuáticos, así como los complejos ecológicos de los que forman parte; esto incluye diversidad dentro de las especies, entre especies y de ecosistemas* (UNEP, 1992). El término comprende, por tanto, diversas escalas biológicas: desde la variabilidad en contenido genético de los individuos y las poblaciones, el conjunto de especies que integran grupos funcionales y comunidades completas, hasta el conjunto de comunidades de un paisaje o región (Solbrig, 1991; UNEP, 1992; Halfter, 1994; Harper & Hawksworth, 1994; Heywood, 1994; Glowka, 1996).

A la luz de lo expuesto, requerimos de una serie de herramientas metodológicas que nos permitan estudiar los conjuntos de organismos similares (denominados *taxocenosis*), que hayan sido recolectados en lugares que difieren entre sí a nivel ambiental (Moreno, 2001). De esta forma, para comprender los cambios en la biodiversidad con relación a la estructura del paisaje, la separación de los componentes *alfa* (α), *beta* (β) y *gamma* (γ) resulta de gran utilidad (Whittaker, 1972). Igualmente, el número de especies de un determinado número de individuos o biomasa, representa una medida de la diversidad extremadamente útil (Kempton, 1979). En nuestro caso, el tamaño muestral queda determinado por el esfuerzo muestral (20 minutos), la diversidad y efectividad de la técnica *dipping*. Por este motivo, a pesar de que los tamaños muestrales son diferentes, la representatividad de cada muestra se mantiene al haber sido estandarizada, empleando en todos los casos el mismo sistema de captura durante el mismo periodo de tiempo.

3.3.2.1.1. Medida de la diversidad *alfa* (α)

La medida de la diversidad *alfa*, hace referencia a la diversidad de especies dentro de una comunidad en un lugar concreto (Moreno, 2001), siendo éste el método más sencillo para evaluar la biodiversidad. La medida de la misma queda establecida por la *riqueza específica*, el dominio relativo (*dominancia*) de algunas especies, la *equidad* en la abundancia relativa entre todas las especies, o por la información conjunta proporcionada en un índice sobre la riqueza específica y la equidad (Margalef, 1988); es decir, para obtener parámetros completos de la diversidad de especies en un hábitat debemos cuantificar tanto el número de especies como su representatividad (Moreno, 2001). A continuación, se muestran los índices y modelos empleados para la estimación de la diversidad alfa en cada uno de los parques naturales estudiados (**figura 3.3.2.1.1.1**)

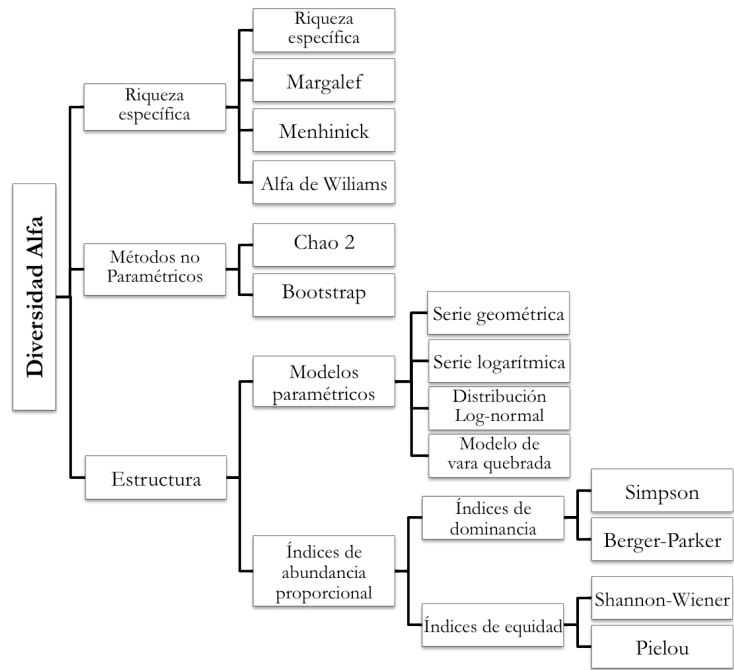


Fig. 3.3.2.1.1.1. Diagrama esquemático de los índices y modelos empleados para la estimación de la diversidad *alfa* (α) de Culícidos capturados en los parques naturales estudiados.

Tal y como se ha mencionado anteriormente, la riqueza específica es el método más sencillo para evaluar la diversidad, ofreciendo información oportuna acerca de procesos históricos y ecológicos. Su mayor desventaja es que la medida de la diversidad está basada en el tamaño de la muestra, con un mayor esfuerzo muestral se amplía la probabilidad de encontrar un mayor número de especies. De esta forma, ha sido necesaria una estandarización del esfuerzo de muestreo para la comparación entre parques naturales estudiados. A su vez, la información obtenida ha sido comparada empleando los modelos que daban una medida de la estructura de la comunidad (modelos paramétricos y de abundancia proporcional).

A pesar de que la abundancia de especies ha sido descrita, en muchas ocasiones, por la distribución de una o varias familias (Pielou, 1975), en nuestro caso, la diversidad ha sido estudiada en base a los cuatro modelos principales o clásicos: la serie geométrica, la distribución log-normal, la serie logarítmica y el modelo de vara quebrada. A continuación, se muestra la descripción matemática (**tabla 3.3.2.1.1.2**), de los índices de diversidad *alfa* que han sido utilizados para caracterizar y comparar la biodiversidad ecológica asociada a cada parque natural estudiado.

Riqueza específica Índice de Margalef (D_{Mg})	$D_{Mg} = (S-1)/\ln N$ S: número de especies. N: número total de individuos. Transforma el número de especies por muestra en una proporción a la cual las especies son añadidas por expansión de la muestra. Supone la existencia de una relación funcional entre el número de especies y el número total de individuos; $S=k\sqrt{N}$, donde k es constante (Magurran, 1988). Si esto no se cumple, entonces el índice varía con el tamaño de muestra de forma desconocida.
Riqueza específica Índice de Menhinick (D_{Mn})	$D_{Mn} = S/\sqrt{N}$ S: número de especies. N: número total de individuos. Al igual que el índice de Margalef, se basa en la relación entre el número de especies y el número total de individuos observados, que aumenta al aumentar el tamaño de la muestra.
Riqueza específica Índice de Diversidad alfa (α) de Williams (S)	$S = \alpha \cdot \ln((1+N)/\alpha)$ S: número de especies. N: número total de individuos. α: determinado a partir del diagrama de Williams. Basado en el modelo de distribución de especies de la serie logarítmica. El número de especies registradas depende del tamaño muestral, por lo que requiere un esfuerzo muestral homogéneo para su comparación.
Estimador de riqueza de especies Estimador de riqueza Chao 2	$Chao\ 2 = S + (L^2/2M)$ S: número de especies; N: número total de individuos. L: número de especies que ocurren solamente en una muestra. M: número de especies que ocurren en exactamente dos muestras. Estimador no paramétrico basado en datos de incidencia (únicamente requiere datos de presencia-ausencia)(Chao, 1984). El valor de <i>Chao 2</i> provee el estimador menos sesgado para muestras pequeñas (Colwell & Coddington, 1994).
Estimador de riqueza de especies Estimador de riqueza Bootstrap	$Bootstrap = S + \sum (1 - p_j)^n$ S: número de especies. Estimador no paramétrico de la riqueza de especies basado en p_j; es decir, en la proporción de unidades de muestreo que contienen a cada especie j (Krebs, 1989; Palmer, 1990).
Estructura de la comunidad Modelo paramétrico de la serie geométrica (requiere ordenación en clases)	Para el cálculo es necesario construir la tabla de especies ordenadas en función de las abundancias (de mayor a menor). A continuación, se procede a la estimación de la constante k mediante iteraciones de la ecuación: $(Nmin/N) = ([k/(1-k)](1-k)^S)/(1-(1-k)^S)$ N: número total de individuos; S: número de especies. $Nmin$: número de individuos de la especie menos abundante. K: constante de la ecuación.

Estructura de la comunidad
Modelo paramétrico de la serie geométrica
 (requiere ordenación en clases)

$$Ck = [1 - (1-k)^S]^{-1}$$

Ck : constante de cálculo para el número de individuos esperados

$$n(e) = N \cdot Ck \cdot k \cdot (1-k)^{i-1}$$

$n(e)$: número de individuos esperados.

.....
 Según el ajuste a la serie geométrica, la especie dominante se apropia de una proporción k de algún recurso limitante por derecho de prioridad, la segunda especie en dominancia se apropia de la misma proporción k del recurso, y así sucesivamente hasta la acomodación de todas las especies en función de su dominancia. La proporción de la abundancia de cada especie con la de su predecesor es constante a través de la lista secuencial de especies, por lo que la serie se comporta como una recta si se representa gráficamente el logaritmo de la abundancia en relación al arreglo por intervalos de las especies (Pielou, 1975; Magurran, 1988). Este patrón puede observarse en estadios tempranos de sucesión o en ambientes pobres en número de especies.

Estructura de la comunidad
Modelo paramétrico de la serie logarítmica
 (requiere ordenación en clases)

Para el cálculo es necesario construir la tabla de clases en función de las abundancias (suele utilizarse la función $\text{Log}_2 + 0,5$ por clase):

$$\alpha x, (\alpha x^2/2), (\alpha x^3/3), (\alpha x^4/4), \dots, (\alpha x^n/n)$$

αx : número esperado de especies con un único individuo.

$\alpha x^2/2$: número esperado de especies con dos individuos, continuando sucesivamente. (Fisher *et al.*, 1943; Poole, 1974).

$$S = \alpha [-\ln(1-x)]; S/N = (1-x)/x [-\ln(1-x)]$$

S : número de especies.

$$N = \alpha \ln(1 + N/\alpha)$$

α : índice de biodiversidad (Moreno, 2001), calculado según la fórmula:

$\alpha = N(1-x)/x$, así como la varianza de α : $\text{Var}(\alpha) = \alpha / -\ln(1-x)$ de donde x se obtiene por asignación de diferentes valores hasta igualar el resultado obtenido de S/N .

.....
 La serie logarítmica predice un número pequeño de especies abundantes y una gran proporción de especies raras, por lo que es aplicable cuando uno o unos pocos factores dominan la ecología de la comunidad (Magurran, 1988). Para el ajuste del modelo, las especies se ajustan en clases en función de sus abundancias (Moreno, 2001).

Estructura de la comunidad
Modelo paramétrico log-normal
 (requiere ordenación en clases)

$$Y = \sigma^2 / (\bar{a} - x_0)$$

$\bar{a}$: media calculada según la expresión $\bar{a} = \sum a / S$.

σ^2 : varianza calculada según la expresión $\sigma^2 = \sum (a - \bar{a})^2 / S$; donde a corresponde a los valores esperados de la distribución, calculados según la expresión $a = \log n_i$.

Estimar media (μa) y varianza ($V a$) de a según las expresiones:

$\mu a = \bar{a} - \theta(\bar{a} - x_0)$ y $V a = \sigma^2 + \theta(\bar{a} - x_0)^2$; donde θ es un parámetro obtenido de la tabla de Cohen (Magurran, 1988).

Estructura de la comunidad

Modelo paramétrico**log-normal**

(requiere ordenación en clases)

$$\text{Estadístico: } Z_0 = (X_0 - \mu_x) / \sqrt{V_x}$$

Z: estadístico calculado a consultar en las tablas de la Z.

X_0 : línea de velo o punto de ruptura de la curva gaussiana. Esta línea cae en log 0,5, siendo éste el límite de clase inferior de la clase que contiene aquellas especies con un solo individuo observado.

$$S^* = S / (1 - P)$$

S: número total de especies.

P: *P-valor* asociado al estadístico Z (obtenido de tablas estadísticas). S^* : número total de especies en la comunidad.

.....
Modelo de distribución surgido del *Teorema Central del Límite*, adaptado por Preston (1948, en Magurran, 1988) para el caso de una distribución log normal de abundancia de especies. Así, cuando un gran número de factores determinan el número de individuos de una especie (estandarizado por transformación log), la variación al azar de estos factores (los procesos que regulen la ecología de la comunidad) provoca como resultado la distribución normal del número de individuos por especie (Krebs, 1989; Magurran, 1988).
.....

Estructura de la comunidad

**Modelo paramétrico de
vara quebrada**

(requiere ordenación en clases)

Cálculo del número de especies para 1 individuo, 2 individuos, sucesivamente según la expresión:

$$S(n) = [S(S-1)/N](1-n/N)^{S-2}$$

S: número de especies.

N: número total de individuos.

 $S(n)$: número de especies en la clase de abundancia con n individuos.

.....
Propuesto por MacArthur en 1957 (Magurran, 1988), asume que los límites de los nichos ecológicos de las especies se establecen al azar, que, al ilustrarse gráficamente, se entiende como una vara quebrada al azar en S piezas. Este modelo refleja un estado más equitativo que los sugeridos por modelos anteriores. Biológicamente hablando, este modelo se corresponde con una comunidad en la cual todas las especies colonizan simultáneamente y dividen un recurso único al azar.
.....

Índice de dominancia

Índice de Simpson (λ)

$$\lambda = \sum p_i^2$$

p_i : abundancia proporcional de la especie i ; es decir, número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra.

.....
Manifiesta la probabilidad de que dos individuos tomados al azar de una muestra sean de la misma especie. Está fuertemente influido por la importancia de las especies más dominantes. Como su valor es inverso a la equidad, la diversidad puede calcularse como: $1/\lambda$ (Magurran, 1988; Lande, 1996). Algunos autores (Kindt & Coe, 2005) han propuesto una modificación de λ para poder relacionar de forma directa un aumento del índice con un incremento de la diversidad. Esta modificación, conocida como **índice recíproco de Simpson**, puede calcularse según la expresión: $\lambda_R = 1/1-\lambda$.
.....

Índice de dominancia Índice de Berger-Parker (d)	$d = N_{\max}/N$ N : número total de individuos. $N_{\max}$: número de individuos de la especie más abundante. Índice de dominancia en el cual, un incremento de su valor se interpreta como un aumento de la dominancia y una disminución de la equidad (Magurran, 1988). Al igual que todos los índices de dominancia, toma en cuenta representatividad de las especies con mayor valor de importancia sin evaluar la contribución del resto de las especies (Moreno, 2001).
Índice de equidad Índice de Shannon-Wiener (H')	$H' = -[\sum(p_i \cdot \ln p_i)]$ p_i : abundancia proporcional de la especie i ; es decir, número de individuos de la especie i dividido entre el número total de individuos de la muestra. Índice de equidad que expresa la uniformidad de los valores de importancia a través de todas las especies de la muestra. Mide el grado promedio de incertidumbre en predecir a que especie pertenecerá un individuo escogido al azar de una colección (Magurran, 1988). Asume que los individuos son seleccionados al azar y que todas las especies están representadas en la muestra. Adquiere valores entre 0 (cuando hay una sola especie) y el log de S (cuando todas las especies están representadas por el mismo número de individuos) (Magurran, 1988).
Índice de equidad Índice de Uniformidad/Equidad de Pielou (J')	$J' = H'/H'_{\max}$ donde $H'_{\max}$ se calcula según la expresión $H'_{\max} = \ln(S)$ Índice que mide la proporción de la diversidad observada en relación con la máxima diversidad esperada. Su valor oscila entre 0 y 1, donde 1 se corresponde con situaciones donde todas las especies son igualmente abundantes (Magurran, 1988).

Tab. 3.3.2.1.1.2. Resumen de las expresiones matemáticas y principales características de los diferentes modelos e índices de biodiversidad empleados para el cálculo de la misma en los Parque Naturales estudiados Se aporta información acerca de las características de cada índice y modelo empleado.

3.3.2.1.2. Ordenación de la diversidad:

La diversidad puede ser comparada empleando diferentes procedimientos como el Bootstrapping, la permutación y la prueba t (Poole, 1974). Sin embargo, puede criticarse la validez de la comparación entre valores de diversidad de dos muestras, debido a la elección arbitraria del índice de diversidad. De esta forma, podemos afirmar que los diferentes índices de diversidad pueden ordenar grupos de comunidades de forma distinta (Hurlbert, 1971). Una solución a esta situación, radica en el uso de familias paramétricas de índices que sustituyan el valor numérico de un solo índice de diversidad, quedando representados gráficamente en función de un parámetro de escala (denominado α), generando una curva descrita como perfil de diversidad de la comunidad.

Estos perfiles de diversidad emplean *alfa* (α) como parámetro de escala, variando la sensibilidad de los miembros de la familia de índices en función de la ocurrencia de especies abundantes o raras con el cambio de alfa. El índice de diversidad de Rényi (Rényi, 1961), se comporta de la siguiente manera: cuando $\alpha=0$, el índice adquiere el valor observado de especies; $\alpha=1$, el índice adquiere un valor cercano al índice de Shannon-Wiener; $\alpha=2$, se comporta como el índice de Simpson; para $\alpha=\infty$ (o valores muy grandes), se comporta como el índice de Berger-Parker.

3.3.2.2. Medida de la diversidad beta (β)

La medida de la diversidad *beta*, se basa en las proporciones entre las comunidades estudiadas (Magurran, 1988). Se define como el grado de reemplazamiento de especies o cambio biótico a través de gradientes ambientales (Whittaker, 1972), y está basada en proporciones o diferencias. Estas proporciones pueden evaluarse con base de índices o coeficientes de similitud, disimilitud o de distancia entre muestras a partir de datos cualitativos (presencia-ausencia de especies) o cuantitativos (abundancia proporcional de cada especie medida como número de individuos, biomasa, densidad, cobertura, etc.), o bien, con índices de diversidad *beta* propiamente dichos (Wilson & Shmida, 1984; Magurran, 1988) (**figura 3.3.2.2.1.1**).

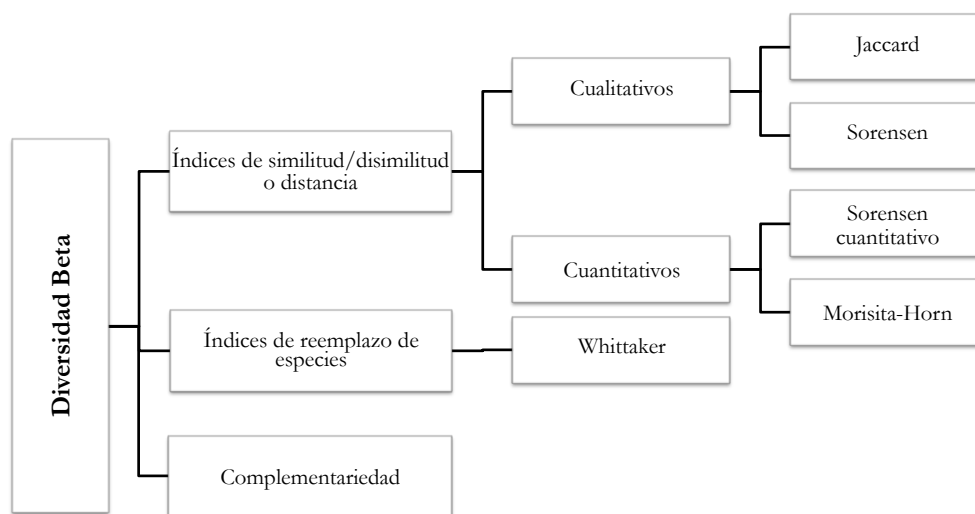


Fig. 3.3.2.2.1.1. Diagrama esquemático de los índices y modelos empleados para la estimación de la diversidad *beta* (β) de Culicidos capturados en los parques naturales estudiados.

Conviene aclarar que, los índices de similitud/disimilitud, expresan el grado en el que dos muestras son semejantes por las especies presentes en ellas, por lo que son una medida inversa de la diversidad *beta* propiamente dicha, la cual se refiere al recambio de especies entre dos muestras (Pielou, 1975; Magurran, 1988; Baev &

Penev, 1995). Sin embargo, a partir de un valor de similitud (s), se puede calcular el de disimilitud (d) entre muestras: $d = 1-s$ (Magurran, 1988). Estos índices pueden obtenerse en base a datos cualitativos o cuantitativos, directamente o a través de métodos de ordenación o clasificación de las comunidades (Baev & Penev, 1995). Por otro lado, los índices de reemplazo de especies, proporcionan a la diversidad *beta* un sentido biológico en correspondencia con los postulados originales de Whittaker (1972). De nuevo, se basan en datos de tipo cualitativo (presencia/ausencia de especies) (Wilson & Shmida, 1984; Magurran, 1988).

A continuación, se muestra la descripción matemática (**tabla 3.3.3.2.1**), de los índices de diversidad *beta* que han sido utilizados para caracterizar y comparar la biodiversidad ecológica asociada a cada parque natural estudiado.

Similitud/disimilitud Coefficiente de similitud de Jaccard (I_j) Requiere datos cualitativos	$I_j = c/(a+b-c)$ a: número de especies presentes en el sitio A. b: número de especies presentes en el sitio B. c: número de especies presentes en ambos sitios A y B. Se trata de un índice cualitativo, cuyo rango de valores resultantes oscila entre 0 (no existen especies compartidas entre ambos sitios) y 1 (los dos sitios presentan la misma composición de especies).
Similitud/disimilitud Coefficiente de similitud de Sorensen (I_S) Requiere datos cualitativos	$I_S = 2c/(a+b)$ a: número de especies presentes en el sitio A. b: número de especies presentes en el sitio B. c: número de especies presentes en ambos sitios A y B. Este índice relaciona el número de especies en común con la media aritmética de las especies en ambos sitios (Magurran, 1988).
Similitud/disimilitud Coefficiente de similitud cuantitativo de Sorensen (I_{Scuant}) Requiere datos cuantitativos	$I_{Scuant} = (2pN)/(aN+bN)$ aN: número total de individuos del sitio A. bN: número total de individuos del sitio B. pN: sumatorio de las abundancias más bajas de cada una de las especies compartidas entre ambos sitios (Magurran, 1988).
Similitud/disimilitud Índice de Morisita-Horn (I_{M-H}) Requiere datos cuantitativos	$I_{M-H} = 2\sum(an_i \cdot bn_j)/[(da+db)aN \cdot bN]$ an_i: número de individuos de la i-ésima especie en el sitio A. bn_j: número de individuos de la j-ésima especie en el sitio B. da: se calcula según la expresión $\sum an_i^2 / aN^2$. db: se calcula según la expresión $\sum bn_j^2 / bN^2$. Este índice está fuertemente influenciado por la riqueza de especies y el tamaño de las muestras, y tiene la ventaja de que es altamente sensible a la abundancia de la especie más abundante (Magurran, 1988; Baev & Penev, 1995).

Reemplazo de especies
Índice de Whittaker (β)

$$\beta_W = S/(\alpha-1) \Rightarrow \beta_W = S/((2a+b+c)-1)$$

S : número de especies registradas en un conjunto de muestras; calculado según la expresión $S=(a+b+c)$, redefinido según el criterio de Koleff *et al.*, 2003.

α : número promedio de especies en las muestras.

El índice de Whittaker, ha probado ser el más robusto para medir el reemplazo entre comunidades (Wilson & Shmida, 1984; Magurran, 1988). A partir de una modificación de este índice, Schluter & Rickfles (1993) son capaces de calcular la diversidad *beta* promedio a partir de la siguiente expresión $\beta = 1/c$.

Complementariedad
Índice de
Complementariedad
(C_{AB})

$$C_{AB} = (S_A + S_B - 2V_{AB}) / (S_A + S_B - V_{AB})$$

S_A : número de especies del sitio A.

S_B : número de especies del sitio B.

V_{AB} : número de especies comunes a los sitios A y B.

El concepto de complementariedad, hace referencia al grado de disimilitud en la composición de especies entre pares de biotas. La complementariedad variará desde 0 (ambos sitios son idénticos en la composición de especies) a 1 (ambos sitios son completamente diferentes en la composición de especies) (Colwell & Coddington, 1994). Es posible expresar C_{AB} como porcentaje de complementariedad multiplicando su valor por cien.

Tab. 3.3.3.2.1. Resumen de las expresiones matemáticas y principales características de los diferentes modelos e índices de biodiversidad empleados para el cálculo de la misma en los parques naturales estudiados. Se aporta información acerca de las características de cada índice y modelo empleado.

3.3.2.3. Medida de la diversidad *gamma* (γ)

Whittaker (1972) define la diversidad *gamma* como *la riqueza de un grupo de hábitats (paisaje, área geográfica, isla,...) que resulta como consecuencia de la diversidad alfa de las comunidades individuales y del grado de diferenciación entre ellas (diversidad beta)*. Schluter & Rickfles (1993) proponen la medición de la diversidad *gamma* con base en los componentes alfa, beta y la dimensión espacial; es decir:

$$\text{Gamma} = (\text{Div. } (\alpha) \text{ promedio})(\text{Div. } (\beta))(\text{Dimensión de la muestra}(N'))$$

α : número promedio de especies en una comunidad.

β : inverso de la dimensión específica; es decir, $1/(\text{número promedio de comunidades ocupadas por una especie})$.

N' : número total de comunidades.

Calculado de esta forma, el valor de diversidad *gamma* obtenido está expresado en número de especies y considera los elementos biológicos analizados originalmente por Whittaker (1972). Su valor suele aproximarse al número total de especies registradas en todas las comunidades.

Por otro lado, Lande (1996) desarrolló una derivación de la fórmula original de Schluter & Ricklefs (1993), basada en diferentes parámetros e índices de diversidad, de forma que, aplicando ésta metodología, se divide el valor de la diversidad *gamma* en dos componentes aditivos y positivos: diversidad dentro de las comunidades (*alfa*) y diversidad entre comunidades (*beta*). De esta forma:

$$\text{Gamma} = \text{Alfa } (\alpha) \text{ promedio} + \text{Beta } (\beta)$$

Aplicando la metodología de Lande (1996) para el cálculo de la diversidad *gamma* basado en la riqueza de especies (Moreno, 2001), se puede calcular el componente *beta* de la fórmula en base a la expresión:

$$\text{Beta} = \sum q_j (S_T - S_j)$$

q_j : peso proporcional de la comunidad j , basado en su área o cualquier otra medida de importancia relativa.

S_T : número total de especies registradas en el conjunto de comunidades.

S_j : número de especies registradas en la comunidad j .

3.4. Descripción de los caracteres morfológicos y quetotáxicos empleados para la determinación taxonómica

Existe una gran cantidad de trabajos sobre morfología descriptiva (Martini, 1931; Carpenter & Lacasse, 1955; Senevet & Andarelli, 1956-59; Rioux, 1958; Snodgrass, 1959; Stone *et al.*, 1959; Belkin, 1962; Marshall, 1966; Mohrig, 1969; Gutsevich *et al.*, 1971; Knight *et al.*, 1977), motivo por el cual, en esta sección, tan solo se hará referencia a las características más generales de la morfología corporal larvaria de los mosquitos. De igual forma, y con el objetivo de evitar confusiones debido a la variedad de interpretaciones morfológicas de las diferentes estructuras estudiadas, se ha utilizado para el desarrollo de la presente sección el glosario de términos *Taxonomists' Glossary of Mosquito Anatomy* (Harbach & Knight, 1980); así como la corrección sobre el mismo del año 1981 (Harbach & Knight, 1981).

3.4.1. Morfología externa larvaria

Morfología general

El cuerpo de las larvas de mosquito está dividido en tres regiones bien diferenciadas: **1.** una cápsula cefálica completamente esclerotizada; **2.** un tórax deprimido (fácilmente distinguible de las otras dos regiones corporales en el último estado de desarrollo larvario), compuesto por tres segmentos fusionados entre sí y, **3.** un abdomen constituido por un total de diez segmentos, que pueden presentar modificaciones como consecuencia de un proceso de especialización. Teniendo en

cuenta esta organización general, las larvas de mosquito pueden distinguirse de las de otros dípteros por la combinación de una serie de caracteres: 1. presencia de los cepillos del labro (a excepción de aquellas larvas de hábitos depredadores); 2. presencia de un tórax expandido y, 3. presencia del sifón, estructura respiratoria de morfología tubular o cilíndrica (localizado en posición dorsal, en el octavo segmento abdominal de todos los géneros a excepción de *Anopheles*, *Bironella* y *Chagasia*).

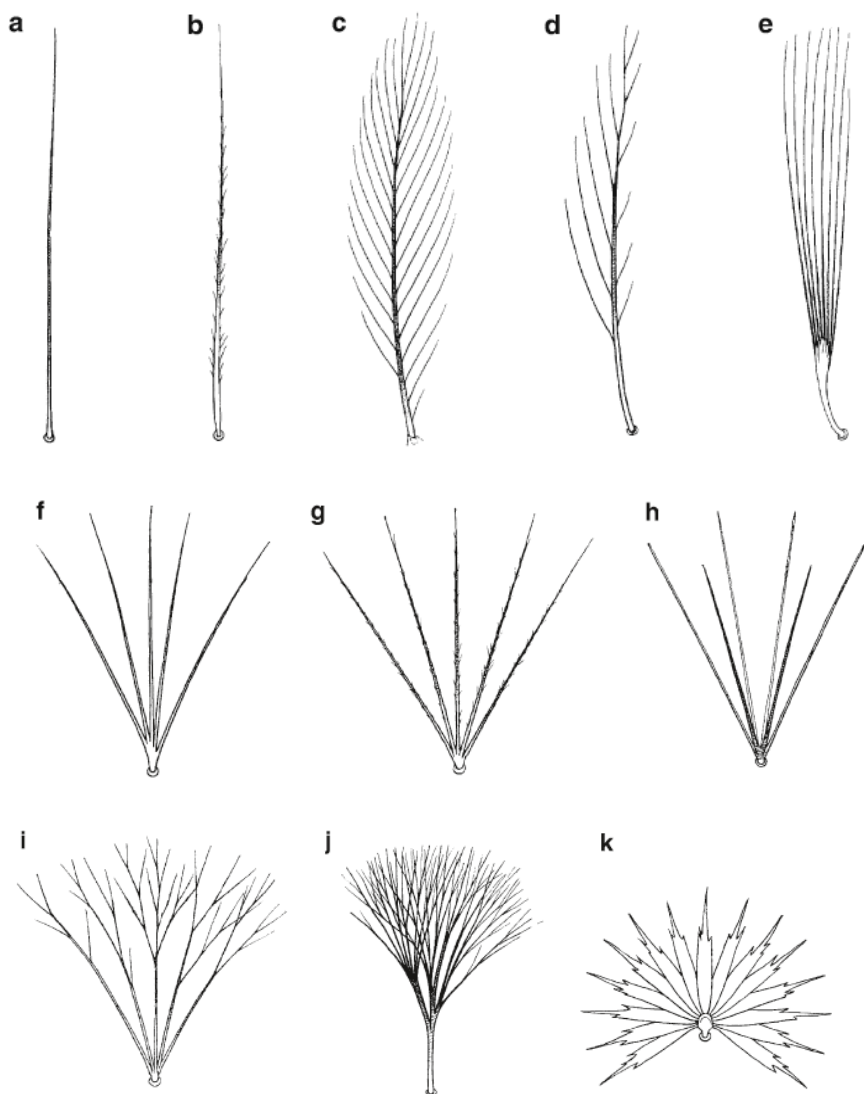


Fig. 3.4.1.1. Tipos de sedas larvarias: a. simple; b. aciculada; c. pinnada o plumosa; d. lateralmente ramificada; e. en forma de penacho o pectinada; f-g. ramificada; h. estrellada; i-j. dendriforme; k. palmeada (después de Marshall, 1938).

Esquema tomado y modificado de Becker *et al.*, 2010)

El cuerpo de las larvas está ornamentado por un total de 222 pares de sedas (Forattini, 1996); cuya posición y estructura intrínseca son importantes características taxonómicas. Las sedas corporales se caracterizan por presentar una enorme variabilidad morfológica (**figura 3.4.1.1**), desde sedas simples a profusamente ramificadas o especializadas. Las sedas simples presentan un única rama principal cilíndrica y apicalmente atenuada; las aciculadas, se caracterizan por poseer un tallo principal con ramas laterales secundarias muy cortas y débilmente marcadas; mientras que las sedas ramificadas, presentan un corto tallo principal que, rápidamente, se divide en dos o más ramificaciones de longitud similar, de forma que ninguna de ellas puede reconocerse como la prolongación del tallo principal (una seda ramificada que no presente tallo principal aparente y que se divida prácticamente en su base en varias ramas más o menos iguales, recibe el nombre de *tuff* (del inglés) o brocha). Las sedas lateralmente ramificadas son una variación de éstas últimas, pero cuya ramificación solo es observable en uno de sus lados.

Otro tipo de seda corporal muy común en los culícidos, son las denominadas sedas estrelladas, caracterizadas por poseer un tallo basal extremadamente corto, cuyas ramas radian desde el mismo en diferente ángulo. Las sedas pinnadas o plumosas, presentan una serie de ramificaciones laterales a intervalos regulares, cuya longitud se reduce conforme se acercan al ápice de la seda. Otro tipo de seda característico, son las sedas en forma de penacho, que presentan un tallo principal (dividido en varias ramas) y un ápice engrosados. Las denominadas sedas dendriformes, se caracterizan por poseer varios tallos ramificados y subdivididos, a su vez, en ramas secundarias, lo que les otorga un aspecto arborescente.

Por último, especial mención requieren las denominadas sedas palmeadas o *palmitos*, únicamente presentes en los géneros *Anopheles*, *Bironella* y *Chagasia*, que pueden ser observadas en muchos de los segmentos abdominales de las especies pertenecientes a los mismos. Este tipo de seda se caracteriza por presentar un tallo corto del que nacen ramas de morfología aplanada en forma de hoja. El número de estas ramificaciones, su forma y dibujo marginal, varían mucho en función de la especie considerada, por lo que tienen un alto valor taxonómico.

Un aspecto interesante sobre la quetotaxia corporal larvaria, es el método de nomenclatura para estas estructuras tegumentarias. Para denominar una seda cualquiera, a su número arábigo de orden, le sigue la inicial del órgano, región o segmento corporal en el que está implantada. A modo de ejemplo, las sedas 1-A, 1-C y 1-P, se corresponderían con la seda nº 1 de la antena, la cápsula cefálica, protórax, etc., y así sucesivamente para cada región corporal.

Cabeza

A pesar de que la región cefálica de las larvas de los *Culicinae* y *Anophelinae* son muy similares en composición y a nivel estructural, sí que existen diferencias notables de unos con respecto a otros. En la mayoría de las especies de culicinos, la cabeza de las larvas es más ancha que larga, mientras que la cabeza de los anofelinos es más larga que ancha; de todas formas, la ratio proporcional variará en función de las especies consideradas.

Las piezas bucales larvarias se encuentran bien desarrolladas, aunque la mayoría no tienen un valor taxonómico importante. Baste decir que podemos diferenciar las siguientes: labro (cuya superficie ventral alberga los cepillos palatales laterales), mandíbulas, maxilas y mentón (que es en realidad el labio modificado). Los palpos maxilares quedan anclados en un punto cercano a la base de cada una de las maxilas, estando mucho más desarrollados en el caso de los anofelinos que en los culicinos (Clements, 1992; Pucat, 1965; Dahl *et al.*, 1988; Dahl, 2000) (**figura 3.4.1.2**).

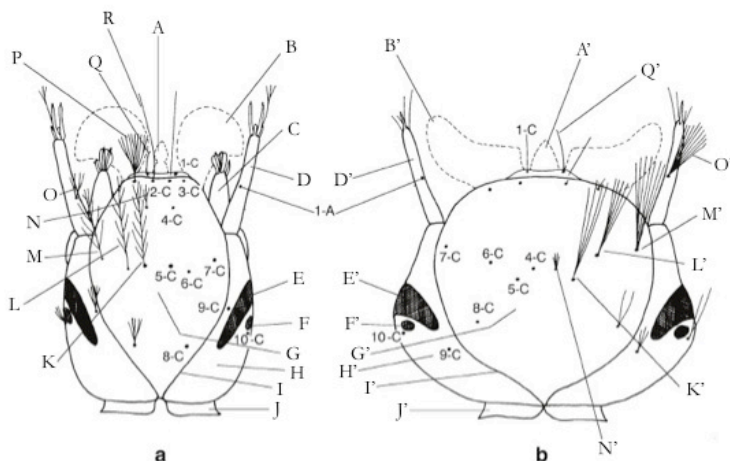


Fig. 3.4.1.2. Morfología general y quetotaxia de la región cefálica larvaria en visión dorsal, (a) *Anophelinae*; (b) *Culicinae*. A-A', Cepillos palatales anteromediales; B-B', cepillos palatales laterales; C-C', palpos maxilares; D-D', antenas; E-E', primordios de los ojos compuestos; F-F', ojos simples; G-G', frontoclípeo; H-H', epicráneo; I-I', sutura epicraneal; J-J', occipucio y postoccipucio; K-K', sedas frontales internas (5-C); L-L', sedas frontales medias (6-C); M-M', sedas frontales externas (7-C); N-N', sedas postclipeales (4-C); O-O', sedas antenales (1-A); P, seda clipeal externa (3-C); Q-Q', sedas labrales (1-C); R, seda clipeal interna (2-C).

Esquema tomado y modificado de Becker *et al.*, 2010.

Las antenas de las larvas, ancladas en la región anterolateral de la cabeza, son unos delgados apéndices sensoriales que pueden variar en tamaño y forma de un género a otro. Pueden ser más cortas o más largas que la cabeza, presentar o no curvatura y estar o no articuladas en su porción terminal. Portan un total de seis sedas,

de las cuales, la posición de la 1-A tiene una gran importancia taxonómica. La ornamentación tegumentaria puede variar desde un tegumento liso a recubierto de espinas, características también con un importante valor taxonómico. La cápsula cefálica porta un par de ojos compuestos situados en posición lateromedial, sobre las placas epicraneales, que tras la metamorfosis originarán los ojos compuestos de los imagos. Se puede observar también la presencia de un par de ojos larvarios simples situados justo por detrás de los anteriormente descritos. La apertura craneal o foramen occipital, se abre posteriormente al frontoclípeo y las placas epicraneales.

La cabeza de las larvas de culícido porta un total de 18 pares simétricos de sedas (**figura 3.4.1.2**), numeradas de la 0-C a la 17-C; de las cuales, aquéllas con mayor valor taxonómico son las implantadas sobre el frontoclípeo, numeradas de la 2-C a la 7-C. La seda 1-C, nace de forma prominente en el labro, y también es utilizada para la clasificación de los mosquitos en estado larvario. Baste decir en este apartado, que el valor taxonómico de estas sedas se mide, no sólo por su posición, si no también por su longitud, inclinación o ramificación entre otras características.

Tórax

El tórax es la región corporal larvaria más prominente (**figura 3.4.1.3**). Su cutícula es de tipo membranoso (completa o mayoritariamente), y crece en tamaño, de forma proporcional a la cabeza, durante el desarrollo de los diferentes estados larvarios; tornándose mucho más aparente justo antes de la pupación.

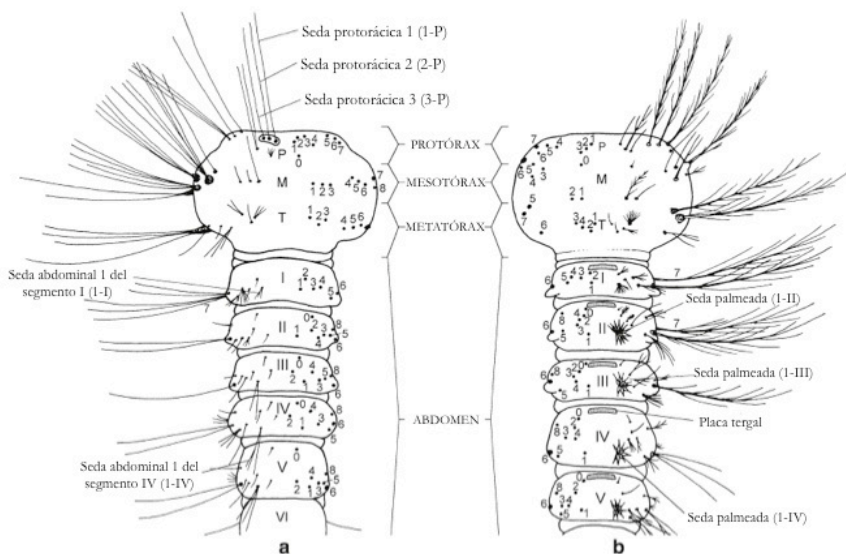


Fig. 3.4.1.3. Tórax y abdomen larvarios en visión dorsal. Disposición corporal de las sedas de (a) *Culicinae*; (b) *Anophelinae*. Esquema tomado y modificado de Becker *et al.*, 2010.

Al igual que en los imagos, el tórax larvario está dividido en tres segmentos, pro-, meso-, y metatórax. Éstos se encuentran completamente fusionados entre sí y solamente son distinguibles atendiendo al nacimiento de los grupos de sedas presentes en ellos. Estas sedas, organizadas por pares simétricos, se numeran desde la 0-P a la 14-P en el protórax, de 1-M a 14-M en el mesotórax y de 1-T a 13-T en el metatórax (empezando siempre por el par más cercano a la línea media dorsal y terminando por el más cercano a la línea media ventral). La gran mayoría de los 42 pares de sedas torácicas tienen valor taxonómico, aunque la combinación con otros caracteres morfológicos hace que los pares más empleados para la discriminación larvaria sean de 1-P a 3-P, si bien es cierto que dependerá de la especie sometida a estudio.

Abdomen

El abdomen de las larvas de mosquito, está constituido por un total de diez segmentos muy similares entre sí, a excepción de los tres últimos que suelen portar estructuras especializadas. Al igual que en el resto de regiones corporales, la nomenclatura de las sedas implantadas por segmento se realiza citando el número arábigo de orden de la seda seguido del número del segmento. A modo de ejemplo, la seda 3-IV, hace referencia a la seda 3 del segmento abdominal cuarto.

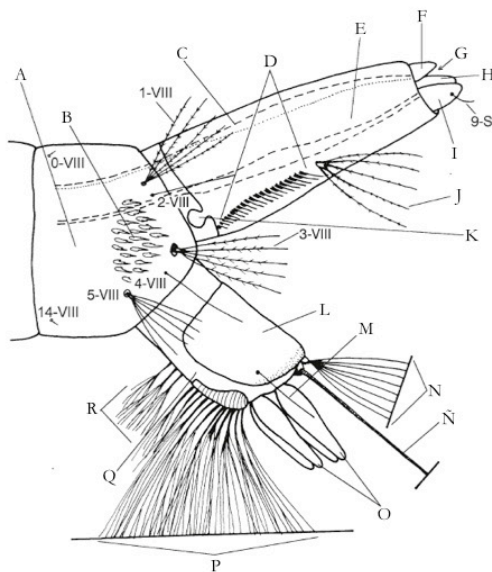


Fig. 3.4.1.4. Visión lateral de los últimos segmentos abdominales larvarios - *Culicinae* - A, segmento VIII; B, espinas del segmento VIII (*comb teeth* del inglés); C, tubo traqueal; D, peine; E, sifón respiratorio; F, valva espiracular anterior; G, apertura estigmática; H, valva espiracular anterolateral; I, valva espiracular posterolateral; J, brocha sífónica (1-S); K, acus; L, silla; M, seda de la silla (1-X); N, brocha caudal superior (2-X); Ñ, brocha caudal inferior (3-X); O, papilas anales; P, brochas cratales (4-X); Q, segmento X; R, brochas precratales. Esquema tomado y modificado de Becker *et al.*, 2010.

Respecto a la quetotaxia abdominal, podemos observar la siguiente fórmula: el segmento I porta un total de 13 pares de sedas, mientras que los segmentos del II al VII portan 15 pares; de los cuales, muy pocos tienen valor taxonómico. La excepción a esta norma la podemos encontrar en los anofelinos, en los que la seda 1 de cada segmento abdominal es de tipo palmeado (consultar **figura 3.4.1.1**), con importante peso taxonómico en función del número de segmentos en los que se encuentra presente. La seda posterior al palmito juega un importante rol discriminatorio en algunos complejos multiespecíficos del género *Anopheles*.

El VIII segmento abdominal es diferente a sus predecesores, pues porta la única abertura externa del sistema respiratorio metapnéustico, los espiráculos respiratorios, localizados en posición dorsal sobre la superficie del segmento. En el caso de los culicinos, estos espiráculos respiratorios están situados en el extremo del sifón, un órgano respiratorio alargado de morfología tubular (**figura 3.4.1.4**).

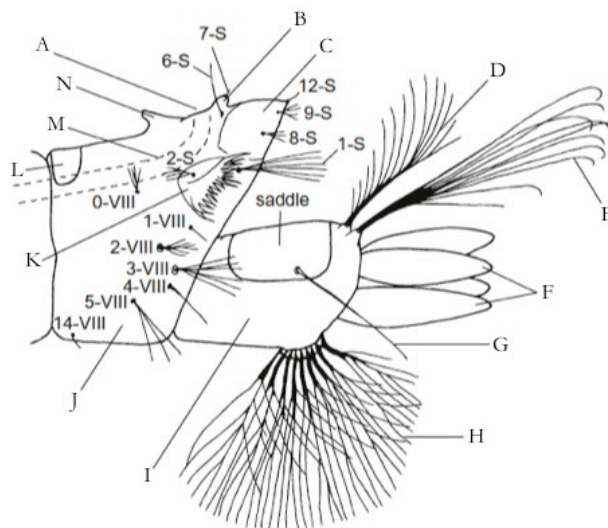


Fig. 3.4.1.5. Visión lateral de los últimos segmentos abdominales larvarios - *Anophelinae* - A, apertura estigmática; B, valva espiracular anterolateral; C, valva espiracular posterolateral; D, brocha caudal superior (2-X); E, brocha caudal inferior (3-X); F, papilas anales; G, seda de la silla (1-X); H, brochas cratales (4-X); I, segmento X; J, segmento VIII; K, placa del peine; L, placa tergal; M, tubo traqueal; N, valva espiracular anterior.

Esquema tomado y modificado de Becker *et al.*, 2010.

En el caso de los anofelinos, el sifón se encuentra reducido a la placa espiracular misma, por lo que en muchas ocasiones se dice que está ausente. Además de las estructuras respiratorias anteriormente descritas, el VIII segmento abdominal porta, a cada uno de los lados, una agrupación de espinas bien desarrolladas, cuyo

valor taxonómico está limitado a diferenciar unas pocas especies entre los géneros *Aedes*, *Ochlerotatus* y *Culex*, ya sea tanto por el número de espinas (variable entre 5- 7 hasta más de 100), como por su distribución (amalgamadas o en líneas diferenciadas) o su ornamentación ultraestructural (lisa, serrada o estriada) (**figura 3.4.1.5**).

Otros caracteres empleados en la discriminación específica de muchos culicinos son la morfología general del sifón (cilíndrico, recto, cóncavo, convexo, alargado, corto,...) o el índice sifónico (relación numérica proporcional calculada como a/b ; donde **a** es la longitud y **b** la anchura del mismo, pudiendo variar entre valores inferiores a 2.0 y mayores de 7.0). Con respecto a este índice, decir que, a pesar de su demostrada utilidad a la hora de clasificar las diferentes especies de mosquitos, ha habido cierta controversia sobre los puntos a partir de los cuales realizar las medidas. Harbach & Knight (1980) y Belkin (1962) sugerían realizar la medida de la anchura del sifón desde la zona media del mismo; cosa que resultaba, en muchas ocasiones, difícil y subjetivo. Sin embargo, y con el objetivo de eliminar esta tara, Gutsevich *et al.*, (1974) y Forattini (1996), sugirieron realizar las medidas en la base del sifón, criterio mantenido hasta la actualidad.

Otra estructura sifónica que requiere una descripción detallada, es el denominado *peine* del sifón (del inglés *pecten*). Se trata de una fila de robustas espinas o “dientes” esclerotizados, localizados en cada una de las caras ventrolaterales del sifón. La distribución y forma de este peine, así como la extensión que cubra con respecto a la longitud del sifón, son caracteres de gran valor taxonómico. Cabe mencionar de igual manera, la presencia de una brocha o una seda simple localizada en cada una de las caras laterales o ventrales del sifón (1-S), cuya posición y longitud con respecto al sifón, número de sedas en la brocha, etc. tiene un alto valor taxonómico.

El IX segmento abdominal ha sufrido un proceso de reducción hasta el punto de, en algunas especies como *Ur. unguiculata*, desaparecer por completo, o quedar de forma remanente como un anillo previo al segmento X; del que no se puede diferenciar morfológicamente. El último segmento abdominal de las larvas de mosquito, también denominado segmento anal X, es el más estrecho con respecto a todos los anteriores; se localiza formando un ángulo junto con el segmento VIII y porta un total de cuatro pares de sedas, de la 1-X a la 4-X. Otra estructura a destacar alojada en este segmento, es la denominada *silla*, una placa curva y esclerotizada localizada en posición dorsal, pero que puede extenderse lateralmente hasta cubrir la superficie total del segmento. La configuración de la silla con respecto al segmento X tiene valor diagnóstico para muchas especies. La seda 1-X nace implantada sobre el margen posterior de la silla y su longitud también tiene valor taxonómico de peso; de

la misma forma la presencia o ausencia de espinas acompañantes en el mismo margen es un elemento para la clasificación de larvas de cuarto estado larvario.

Otra característica propia del segmento X, es la presencia de las denominadas brochas cratales. Situadas en posición ventral, todas sus sedas constituyentes son en forma de penacho, adaptadas a potenciar y facilitar los movimientos natatorios. En el caso de los anofelinos, todas las sedas cratales quedan ancladas al segmento mediante una placa filamentosas esclerotizada, pero en el caso de los culicinos, puede darse el caso que unas pocas queden implantadas fuera de esta placa, pasando a denominarse sedas precratales. El número de sedas precratales, es una característica importante para la discriminación de varias especies pertenecientes al género *Ochlerotatus*.

El final del segmento anal queda marcado por la presencia de dos pares de estructuras flexibles papiliformes, las papilas anales, que rodean el ano larvario y cumplen función osmoregulatoria. La longitud de las papilas varía notablemente en función de las especies consideradas, atendiendo a las características físico-químicas del cuerpo hídrico donde se desarrollan las larvas; siendo la salinidad del agua el factor fundamental de la configuración y morfología de las papilas anales de cualquier larva de culicido del mundo.

3.5. Análisis del material y herramientas utilizadas

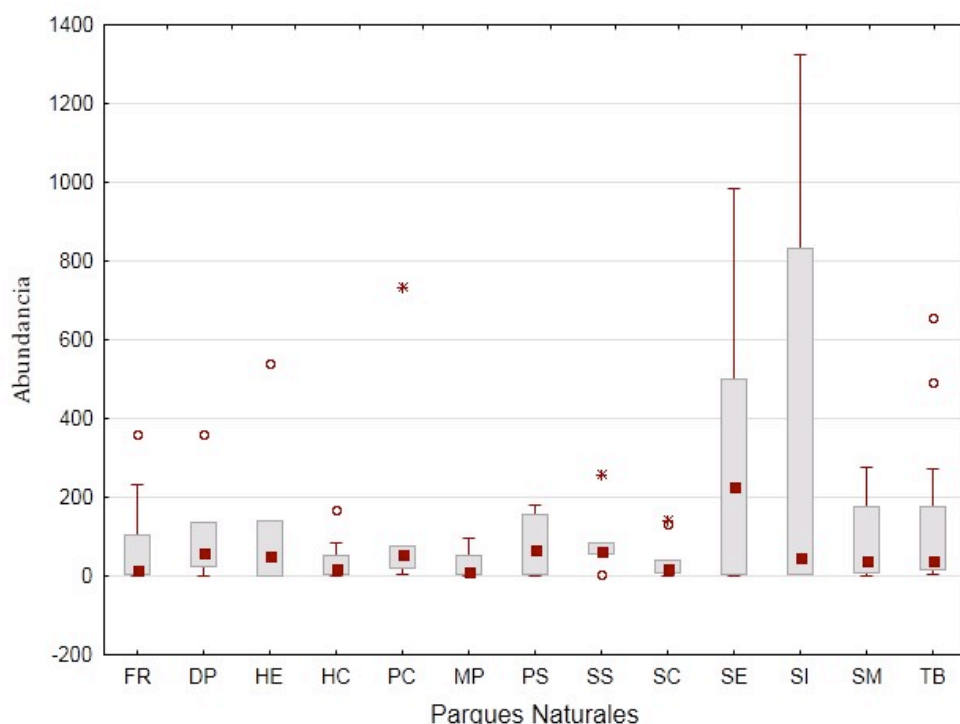
Para la determinación taxonómica de los ejemplares capturados, se utilizó un microscopio estereoscópico LEICA *Wild M10*.

El análisis estadístico de los datos, se llevó a cabo empleando diferentes programas informáticos. Para el estudio de la diversidad de mosquitos se empleó el software PAST[®] ver. 217b (Hammer *et al.*, 2001); mientras que para el análisis estadístico (ANOVA, Análisis de Correspondencias, Chi², etc.) se utilizó el paquete estadístico IBM SPSS *Statistics*[®] ver. 19.0. Para el resto de cálculos, análisis y diseño gráfico, se empleó el software MICROSOFT[®] EXCEL[®] ver. 14.2.5.

Capítulo 4. Resultados

4.1. Catálogo faunístico: especies capturadas en los parques naturales de la Comunidad Valenciana

Durante el desarrollo del estudio planteado en la presente tesis doctoral, se obtuvieron un total de **900** muestras repartidas en **285** puntos de muestreo. El total de ejemplares larvarios recolectados ascendió a **15.355**, entre los que se evidenciaron **26** especies diferentes de mosquitos, repartidas en **6** géneros. El estudio, se llevó a cabo en 13 de los 22 parques naturales valencianos catalogados (GVA, 2003), cubriéndose así el 59,10% del territorio representado bajo esta figura de protección (**gráfico 4.1.1**).



Gráf. 4.1.1. Desglose de capturas: diagrama de cajas (*Box Plot*) de las capturas realizadas en los parques naturales estudiados. Se muestra, para cada uno de ellos, la mediana, los cuartiles al 25-75%, los intervalos de confianza (IC) al 95% y los valores extremos según corresponda.

A continuación, se detalla el listado faunístico de las especies de mosquitos capturadas en los parques naturales sometidos a estudio. Sobre cada una de ellas, se ofrece información complementaria contrastada con nuestros datos, acerca de la biología de las mismas, su ecología y fenología aproximada, así como la descripción sistemática detallada (morfológica y quetotáctica) correspondiente a cada caso estudiado.

4.1.1. Subfamilia Anophelinae

4.1.1.1. Género *Anopheles* Meigen, 1818

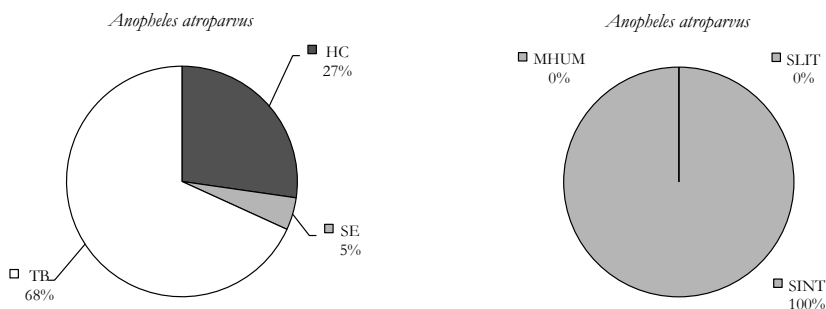
I. *Anopheles atroparvus* Van Thiel, 1927

= *An. fallax* Roubaud, 1934.

= *An. cambournaci* Roubaud & Treillard, 1936.

Distribución: Se trata de una especie de distribución paleártica ampliamente diseminada por Europa (Schaffner *et al.*, 2001; WRBU, 2011), a excepción de la zona Sudeste y las regiones localizadas por encima de los 57° de latitud norte.

Parques naturales valencianos: *An. atroparvus* ha sido capturado en los parques de las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán y la Tinença de Benifassà; todos correspondientes a la categoría **SINT**. Los **gráficos 4.1.1.1.1.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.1.1.1.a-b. Abundancia de *An. atroparvus* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Inserción de la seda *I-A* en el tercio basal de la antena; seda *I-A* pequeña y ramificada (4-6 ramas); espacio entre las sedas *2-C* < *2-C* y *3-C*; seda *2-C* aciculada en el ápice; seda *3-C* dendriforme; seda *4-C* pectinada; seda *5-C* plumosa; seda *8-C* ramificada (4-6 o más ramas); seda *9-C* ramificada (2-5 o más ramas); seda *1-P* simple o aciculada en el ápice; seda *1-P* inserta sobre un pequeño tubérculo o directamente sobre el tegumento; seda *3-T* palmeada; palmitos abdominales presentes del segmento *II* al *VII*; seda *2-V* ramificada (2-7 ramas); entre 1-3 placas accesorias sobre el segmento *V*; seda *6-IV* ramificada (2-4 ramas) (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Las larvas de *An. atroparvus* son capaces de desarrollarse en biotopos larvarios de muy diferente tipología (imagen 4.1.1.1.1), habitando desde aguas dulces hasta saladas (salinidades ≥ 8 g/L, en las costas del Sudeste Báltico y las costas españolas) (Hacket & Missiroli, 1935; WRBU, 2011), pero siempre limpias, frescas y

soleadas; motivo por el cual se la ha descrito cohabitando con especies de preferencias similares en su distribución meridional, tales como *Cx. theileri*, *Cx. impudicus* y *Cx. pipiens* (Ramos *et al.*, 1978). De esta forma, ha sido capturado en márgenes remansados de ríos, marjales litorales, humedales, canales, colectores, arrozales, fuentes, pozos y piscinas, lo que significa que sus hábitos están moderadamente ligados al ser humano. Se trata de una especie estenógama endofágica, cuyos imágos pueden recorrer distancias de hasta 14 Km en busca de un hospedador adecuado (Schaffner *et al.*, 2001; Kaufmann & Briegel, 2004). Sus preferencias tróficas incluyen a los animales domésticos y, en contadas ocasiones, también al hombre (Encinas Grandes, 1982).



Img. 4.1.1.1.1. Biotopos larvarios característicos de *An. atroparvus*, localizados en la Tinença de Benifassà (izquierda) y las Hoces del Cabriel (derecha).

Fenología: Para entender la fenología de *An. atroparvus*, debemos comprender, en primer lugar, su periodo de hibernación, el cual se produce en forma de hembra adulta. Esta especie se caracteriza por presentar dos posibilidades en función de su rango de distribución: un periodo comprendido entre abril y septiembre, para el norte de Europa; o un periodo comprendido entre noviembre y febrero, para las regiones del sur de Europa (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010). Los resultados obtenidos respaldan la primera situación, al haber obtenido capturas de la especie durante los meses de mayo, junio, julio, agosto y septiembre a lo largo del periodo de estudio (**diagrama 4.1.1.1.1**).



Diagr. 4.1.1.1.1. Fenología aproximada de *An. atroparvus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales a estudiados.

Relevancia médica: *An. atroparvus* ha sido descrita como el principal vector del paludismo en el Viejo Continente (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008), siendo pues el responsable del mantenimiento de la endemia palúdica en nuestro país hasta su erradicación. De hecho, los más recientes acontecimientos relacionados con esta

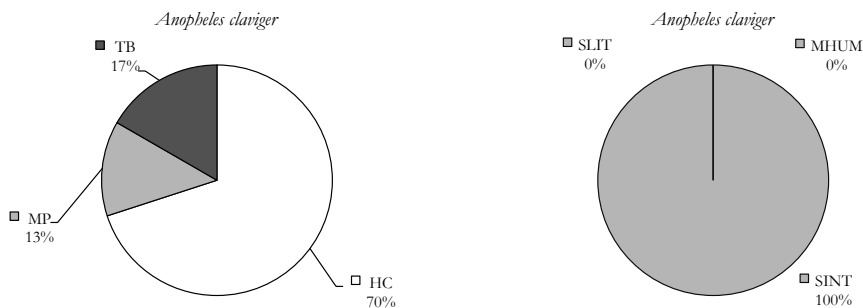
enfermedad en España (Olalla Peralta *et al.*, 2010), vuelven a señalarlo como vector de la misma. Además de comportarse como agente vehiculador de la malaria, *An. atroparvus*, ha sido descrito como vector del virus West Nile y de la mixomatosis; también de forma esporádica de otros arbovirus como Batai y Tahyna, además de para tularemia y diversas filarias caninas (Schaffner *et al.*, 2001).

II. *Anopheles claviger* (Meigen, 1804)

- = *An. amarus* Martini, 1929.
- = *An. griseus* Stephens, 1828.
- = *An. habibi* Mulligan and Puri, 1936.
- = *An. missiroli* Del Vecchio, 1939.
- = *An. pollutus* Cañamares, 1945.
- = *An. turkestan* Shingarev, 1926.
- = *An. villosus* Robinaeau-Desvoidy, 1827.

Distribución: Especie cuya distribución abarca toda la región Paleártica, latitudinalmente desde los 60° Norte (Escandinavia) hasta los 31° Norte (África del Norte); longitudinalmente, desde la costa Atlántica china hasta la Siberia Central (31° Este) (Schaffner *et al.*, 2001).

Parques naturales valencianos: *An. claviger* ha sido capturado en los parques naturales de las Hoces del Cabriel, el Macizo del Peñagolosa y de la Tinença de Benifassà (cita valenciana más septentrional hasta la fecha); todos ellos correspondientes a la categoría **SINT**. Los **gráficos 4.1.1.1.2.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.1.1.2.a-b. Abundancia de *An. claviger* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Inserción de la seda *I-A* en el tercio basal de la antena; seda *I-A* ramificada (4-7 ramas); espacio entre las sedas *2-C* < *2-C* y *3-C*; seda *2-C* simple y lisa o aciculada solo en el ápice; seda *3-C* aciculada o dividida en el ápice (2-3 ramas); seda *5-C* plumosa; seda *8-C* ramificada (1-5 ramas); seda *9-C* ramificada (3-5 o más ramas); seda *1-P* pectinada; seda *3-T* palmeada; palmitos abdominales

presentes del segmento *II* al *VII*; seda 2-*V* ramificada (4-7 ramas); 1 placa accesoria en el segmento *V*; ápice de los palmitos (segmentos *IV-V*) sin filamento terminal o débilmente desarrollado; seda 2-*IV* ramificada (3 ramas de la misma longitud o 4-6 ramas diferentes); seda 6-*IV* ramificada (2-4 ramas) (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: *An. claviger* ha sido descrita como una especie capaz de habitar una gran variedad de ambientes hídricos, pero siempre de aguas limpias, frescas y de carácter permanente o semipermanente; generalmente en zonas de umbría, en torno a la vegetación marginal de sus biotopos larvarios (**imagen 4.1.1.1.2**). Ha sido descrita colonizando charcas, lagunas, pozos y márgenes remansados de ríos, cohabitando con otras especies de mosquitos como *An. atroparvus*, *Ae. refiki*, *Ae. rustikus*, *Cs. annulata*, *Cx. impudicus*, *Cx. territans* y *Cx. theileri* (Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010); aunque, en nuestro caso, también ha sido hallada cohabitando con especies como *An. maculipennis s.s.*, *An. marteri*, *An. petraghani* y *Cx. pipiens*.

Una de las características principales de *An. claviger*, es que no realiza la puesta directamente sobre el agua como otras especies del género *Anopheles*, sino que deposita los huevos por encima del nivel hídrico, directamente sobre suelo húmedo (Becker *et al.*, 2010). Esta estrategia, empleada por otras especies de géneros diferentes, requiere de una posterior inundación del biotopo, por lo que su fenología suele presentar una fuerte dependencia del régimen de precipitaciones anual.



Img. 4.1.1.1.2. Biotopos larvarios característicos de *An. claviger*, localizados en la Tinença de Benifassà (izquierda) y las Hoces del Cabriel (derecha).

Fenología: Normalmente presenta dos generaciones anuales (bivoltinismo) en biotopos de carácter permanente, que suelen coincidir con los finales de primavera y verano (Schaffner *et al.*, 2001). No obstante, la climatología local puede modificar este patrón fenológico, produciéndose una tercera generación hacia el mes de julio; patrón predominante en regiones cálidas. Encinas Grandes (1982), asegura que esta especie es abundante durante todo el año en el área salmantina, incluso pudiendo hallarse gran

cantidad de larvas durante los meses de invierno. Una situación similar al primer caso ha sido evidenciada en la región de estudio, al producirse capturas de esta especie durante el periodo de tiempo comprendido entre los meses de mayo y agosto (**diagrama 4.1.1.1.2**).



Diagr. 4.1.1.1.2. Fenología aproximada de *An. claviger* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

A pesar de haber realizado muestreos durante el periodo invernal en busca de ejemplares larvarios hibernantes, no se ha obtenido evidencia alguna de su presencia en los biotopos muestreados, lo cual no refleja las apreciaciones de Encinas Grandes (1982) en nuestro territorio. Al respecto, mencionar que la hibernación tiene lugar en forma de larva de tercer y cuarto estadio preferentemente; hibernación que, en la región meridional del Mediterráneo no llega a producirse, motivo por el cual se habla, en este caso, de una ralentización del desarrollo hasta niveles basales, pero que, en ningún caso, se ve interrumpido durante el periodo invernal (Becker *et al.*, 2010).

Relevancia médica: *An. claviger* ha sido descrita como una especie con un importante rol vectorial de la malaria en Oriente Próximo y, con una importancia menor en Asia Central (Schaffner *et al.*, 2001). A pesar de considerarse una especie esencialmente exófila y exófaga, se han descrito casos en los que algunos individuos, se comportaban como endófilos y endófagos (Gramiccia, 1954). Además de esta parasitosis, parece estar ligada a la transmisión de otros organismos patógenos, tales como arbovirus (Tahyna y Batai), myxomatosis, filariasis caninas, nematodiasis (*Setaria labiatopapillosa*), anapasmosis, borreliosis y tularemia (Schaffner *et al.*, 2001).

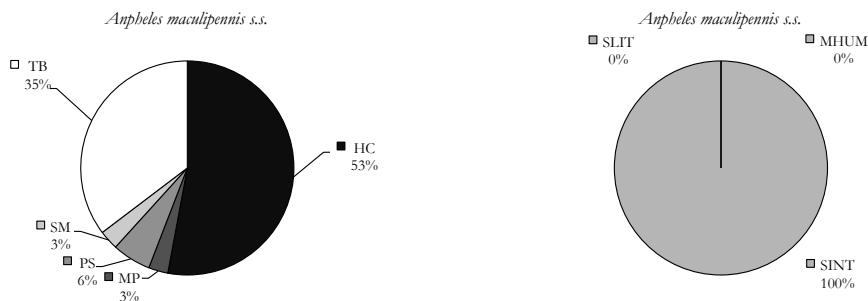
III. *Anopheles maculipennis* s.s. Meigen, 1818

- = *An. alexandraeschingarevi* Shingarev, 1928.
- = *An. basili* Falleroni, 1932.
- = *An. typicus* Hacket & Missiroli, 1935.

Distribución: *An. maculipennis* s.s. se encuentra ampliamente distribuido por todo el continente europeo (a excepción de la región meridional de la Península Ibérica), Oriente Medio y la Región Caucásica, con un límite septentrional situado en torno a los 69°N de latitud (Schaffner *et al.*, 2001).

Parques naturales valencianos: *An. maculipennis* s.s. ha sido capturado en los parques naturales de la Tinença de Benifassà, el Macizo del Peñagolosa, la Puebla de San Miguel, las Hoces del Cabriel y la Sierra de Mariola (primera cita para la provincia de Alicante); todos ellos correspondientes a la categoría **SINT**. Los **gráficos 4.1.1.1.3.a-**

b. muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.1.1.3.a-b. Abundancia de *An. maculipennis s.s.* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Inserción de la seda *I-A* en el tercio basal de la antena; seda *I-A* ramificada; espacio entre las sedas *2-C* < *2-C* y *3-C*; seda *3-C* dendriforme; seda *4-C* pectinada; seda *5-C* plumosa; seda *8-C* ramificada (4-6 o más ramas); seda *9-C* ramificada (2-5 o más ramas); seda *1-P* simple o aciculada solo en el ápice; seda *3-T* palmeada; palmitos abdominales presentes del segmento *II* al *VII*; seda *6-IV* con entre 2 y 4 ramas; seda *2-V* ramificada (2-7 ramas); de 1-3 placas accesorias en segmento *V*; ápice de los palmitos (segmentos *IV-V*) terminado en un filamento claramente desarrollado; seda *6-IV* ramificada (2-4 ramas) (Schaffner *et al.*, 2001).



Img. 4.1.1.1.3. Biotopos larvarios característicos de *An. maculipennis s.s.*, localizados en el Macizo del Peñagolosa (izquierda) y la Puebla de San Miguel (derecha).

Bioecología: Los biotopos larvarios de *An. maculipennis s.s.* (imagen 4.1.1.1.3), suelen caracterizarse por sus aguas limpias y frescas. Sin embargo, esta condición suele ser típica de regiones montañosas, aunque puede ser capturada en zonas más bajas y de carácter litoral (Hackett & Missiroli, 1935). Los biotopos larvarios varían entre márgenes remansados de ríos, arrozales, manantiales y surgencias, etc. Existen evidencias de una mejor adaptación de *An. maculipennis s.s.* a zonas de cultivo donde la tierra es trabajada, sobre todo en territorio europeo, donde durante décadas se han

aplicado técnicas de canalización de aguas enfocadas a la agricultura extensiva. Esta especie, hiberna en forma de hembra adulta, al abrigo de construcciones abandonadas (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Fenología: Considerada como una especie multivoltina, puede ser capturada en nuestro territorio, con relativa asiduidad, entre los meses de julio y octubre, momento a partir del cual comienzan a observarse los primeros indicios de hibernación en la especie (Bueno Marí & Jimenez Peydró, 2010b). Nuestras capturas se produjeron entre los meses de mayo y octubre, con máximos de abundancia entre julio y agosto, lo que concuerda con las observaciones de Bueno Marí & Jiménez Peydró (2010b) en territorio valenciano.



Diagr. 4.1.1.1.3. Fenología aproximada de *An. maculipennis* s.s. dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: *An. maculipennis* s.s. se define como una especie típicamente eurígama y endófila, cuyos lugares de descanso suelen ser establos y viviendas. En general, las hembras de *An. maculipennis* s.s. suelen presentar un comportamiento fuertemente zoofílico, alimentándose preferentemente de ganado vacuno (Weyer, 1939), avícola y porcino (Tovornik, 1980). No obstante, en situaciones de escasez de hospedadores potenciales, *An. maculipennis* s.s. es capaz de alimentarse del ser humano, actuando en estas ocasiones como vector de enfermedad sobre el mismo (Becker *et al.*, 2010). Al respecto, señalar que esta especie se ha visto involucrada en la transmisión de malaria (aunque con un rol menor), diversas arbovirosis como Batai, Tahyna y West Nile, así como de tularemia y mixomatosis (Schaffner *et al.*, 2001).

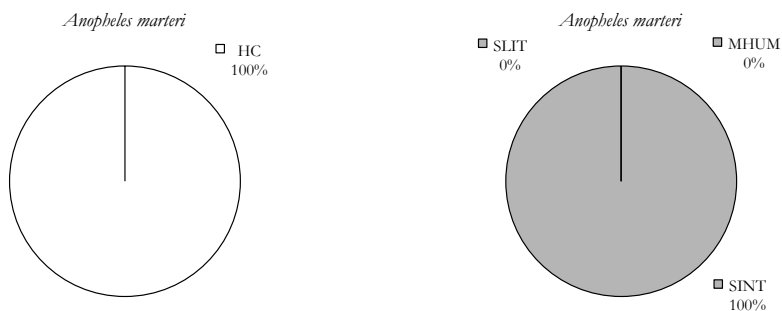
IV. *Anopheles marteri* Senevet & Prunelle, 1927

= *An. conguensis* Torres Cañamares, 1946.

= *An. sogdianus* Keshishian, 1938

Distribución: La distribución de esta especie queda relegada a la Cuenca Mediterránea, hallándose presente en la mayoría de países bañados por este mar (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: *An. marteri* únicamente ha sido capturado en el Parque Natural de las Hoces del Cabriel, correspondiente a la categoría **SINT**, correspondiéndose esta con la primera cita de la especie para la provincia de Valencia. Los **gráficos 4.1.1.1.4.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.1.1.4.a-b. Abundancia de *An. marteri* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Inserción de la seda *I-A* en el tercio basal de la antena; seda *1-A* ramificada (3-4 ramas); espacio entre las sedas $2-C < 2-C$ y $3-C$; seda *2-C* simple y lisa; seda *3-C* simple y lisa o aciculada o dividida en el ápice; seda *4-C* simple y lisa; seda *5-C* plumosa; seda *8-C* simple; seda *9-C* ramificada (1-2 ramas); seda *1-P* plumosa; seda *1-P* inserta sobre un pequeño tubérculo o directamente sobre el tegumento; seda *3-T* palmeada; palmitos abdominales presentes del segmento *II* al *VII*; seda *2-V* simple; placas accesorias del segmento *V* ausentes o única; ápice de los palmitos (segmentos *IV-V*) terminado en un filamento claramente desarrollado; seda *6-IV* ramificada (3-4 ramas) (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).



Img. 4.1.1.1.4. Biotopos larvarios característicos de *An. marteri*, localizados en las Hoces del Cabriel.

Bioecología: Sus biotopos característicos han sido descritos como ambientes de aguas limpias y frías, casi siempre ubicados a la sombra evitando la insolación directa (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010) (**imagen 4.1.1.1.4**). En la Comunidad Valenciana, ha sido capturado en arroyos de montaña y en las partes altas de los ríos, próximos a su nacimiento (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b). En nuestro caso, ha sido capturado en el Parque Natural de las Hoces del Cabriel, bajo condiciones muy similares a las descritas por otros autores. No obstante, Becker *et al.* (2010) hace referencia a su tendencia a habitar aguas de carácter ácido, hecho no confirmado en

territorio valenciano, pues siempre ha resultado capturado en aguas cuyo rango de pH quedaba comprendido entre 7,35 y 8,04; es decir, aguas neutras o tendentes a la alcalinidad.

Fenología: Considerada como una especie policíclica típica de regiones montañosas (Becker *et al.*, 2010), *An. marteri* se caracteriza por presentar dos picos poblacionales comprendidos entre los meses de marzo y octubre. El primero de ellos, se produce en en primavera, periodo en el que se desarrolla el mayor número de las larvas, mientras que el segundo pico, de menor intensidad, se produce a finales del otoño. Estas observaciones coinciden con nuestros resultados, al haber capturado ejemplares larvarios durante el periodo de tiempo comprendido entre los meses de mayo y septiembre. No obstante, conviene destacar el retraso temporal observado en el desarrollo del ciclo biológico de esta especie en territorio valenciano, con respecto al descrito con anterioridad por otros autores (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010) (**diagrama 4.1.1.1.4**).



Diagr. 4.1.1.1.4. Fenología aproximada de *An. marteri* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

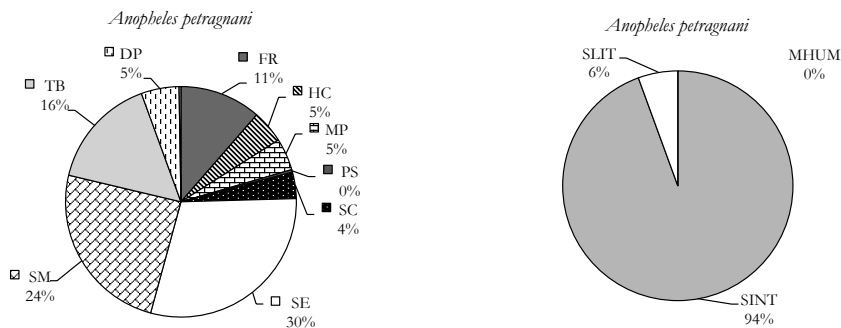
Relevancia médica: *An. marteri* muestra una fuerte preferencia por sus huéspedes habituales, normalmente animales (carácter zoofílico), hecho por el cual se le atribuye un rol menor en la transmisión de enfermedades al ser humano (Ribeiro *et al.*, 1988; Becker *et al.*, 2010).

V. *Anopheles petragani* Del Vecchio, 1939

= *An. portucaliensis* Figueiredo, 1904.

Distribución: *Anopheles petragani* parece quedar relegado a la región occidental del Mediterráneo, siendo el representante del denominado *complejo claviger* en dicho territorio (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: *An. petragani* ha sido capturado en los parques naturales del Carrascal de la Font Roja, el Desert de les Palmes, las Hoces del Cabriel, el Macizo del Peñagolosa, la Puebla de San Miguel, la Sierra Calderona, la Sierra de Irta, la Sierra de Espadán, la Sierra de Mariola y la Tinença de Benifassà, pertenecientes a las categorías **SINT** y **SLIT**. De esta forma, *An. petragani* ha sido capturado en 9 de los 13 parques naturales estudiados, suponiendo esto un 69,23% del territorio muestreado. Los **gráficos 4.1.1.1.5.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.1.1.5.a-b. Abundancia de *An. petragrani* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Inserción de la seda *I-A* en el tercio basal de la antena; seda *1-A* ramificada (3-4 ramas); espacio entre las sedas *2-C* < *2-C* y *3-C*; seda *2-C* simple y lisa; seda *3-C* simple y lisa o aciculada o dividida en el ápice; seda *4-C* simple y lisa o pectinada; seda *5-C* plumosa; seda *8-C* ramificada (1-3 ramas); seda *9-C* ramificada (3-5 o más ramas); seda *1-P* pectinada; seda *1-P* inserta sobre un pequeño tubérculo o directamente sobre el tegumento; seda *3-T* palmeada; palmitos abdominales presentes del segmento *II* al *VII*; seda *2-V* ramificada (2-7 ramas); 1 placa accesoria sobre el segmento *V*; ápice de los palmitos (segmentos *IV-V*) sin filamento terminal o débilmente desarrollado; seda *2-IV* ramificada (2-3 ramas, siendo en este último caso la central más corta); seda *6-IV* ramificada (2-4 ramas) (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).



Img. 4.1.1.1.5. Biotopos larvarios característicos de *An. petragrani*, localizados en la Sierra Calderona (izquierda) y la Sierra de Espadán (derecha).

Bioecología: *An. petragrani* ha sido capturado de forma habitual en los parques naturales pertenecientes a la categoría **SINT**, desde altitudes bajas (82 m), hasta altitudes localizadas por encima de los 1400 m, corroborándose así el carácter orofílico atribuido a esta especie (Bueno Marí *et al.*, 2009). Sus biotopos larvarios (imagen 4.1.1.1.5), en general arroyos y escorrentías de fondo cenagoso, presencia de algas

verdes acuáticas y vegetación herbácea lateral (Encinas Grandes, 1982), suelen presentar aguas limpias y frías, habitualmente en lugares umbríos al abrigo de vegetación arbórea (Machi & Munstermann, 1987). Se trata de una especie de carácter zoofílico, que presenta como hospedadores principales a los animales domésticos (Coluzzi *et al.*, 1962; Lachmajer, 1971; Becker *et al.*, 2010), cuyos refugios quedan emplazados en las cercanías de sus lugares de cría (Encinas Grandes, 1982).

An. petraghani suele colonizar biotopos de aguas frescas, donde ha sido documentado cohabitando con otras especies de características similares como *An. atroparvus* o *Cx. impudicus* (Becker *et al.*, 2010).

Fenología: A pesar de que es posible hallar estados larvarios a lo largo de la práctica totalidad del año, *An. petraghani* parece exhibir entre dos y tres generaciones anuales, con picos poblacionales evidenciados durante los meses de mayo, agosto y septiembre (**diagrama 4.1.1.1.5**). No obstante, en nuestro caso, hemos conseguido detectar la presencia de larvas de estadio L3 y L4 durante los meses comprendidos entre noviembre y febrero, ambos inclusive, a temperaturas inferiores a los 8,5°C. Ello parece confirmar la capacidad larvaria de esta especie para hibernar bajo este estado de desarrollo, fenómeno también observado por Encinas Grandes (1982) y Schaffner *et al.* (2001).



Diagr. 4.1.1.1.5. Fenología aproximada de *An. petraghani* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: El carácter típicamente zoofílico de esta especie, así como el reducido número de imágos que suelen observarse durante las épocas de vuelo, parece indicar que no juega ningún papel relevante en la transmisión de enfermedad al ser humano (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

4.1.2. Subfamilia Culicinae

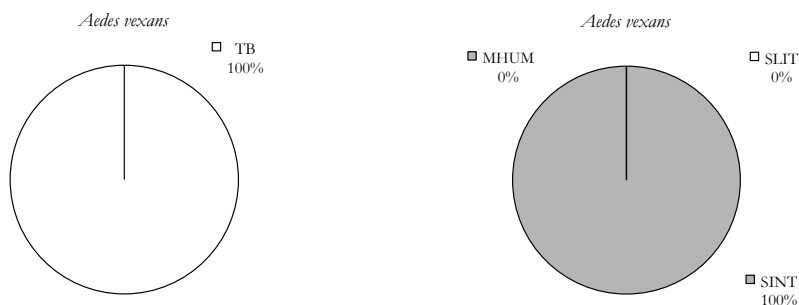
4.1.2.1. Género *Aedes* Meigen, 1818

VI. *Aedes vexans* (Meigen, 1830)

- | | |
|---|--|
| = <i>Ae. articulatus</i> Rondani 1872. | = <i>Ae. montcalmi</i> Blanchard 1905. |
| = <i>Ae. erythrosops</i> Theobald 1910. | = <i>Ae. parvus</i> Macquart 1834. |
| = <i>Ae. euochrus</i> Howard, Dyar & Knab 1917. | = <i>Ae. sudanensis</i> Theobald 1911. |
| = <i>Ae. malariae</i> Grassi 1898. | = <i>Ae. sylvestris</i> Theobald 1901. |
| = <i>Ae. minuta</i> Theobald 1907. | |

Distribución: *Ae. vexans* es considerada una de las especies más extendidas a lo largo del mundo. Se distribuye a través de las regiones Neártica y Paleártica, la costa oeste Africana y las regiones Orientales al sur y este hasta Samoa (Australia). En Norte América, es bastante común en la región sur de Canadá, además de encontrarse distribuido por todo el territorio de los Estados Unidos a excepción de Hawaii (Horsfall, 1972; Schaffner et al. 2001).

Parques naturales valencianos: *Ae. vexans* únicamente ha sido capturado en el Parque Natural de la Tinença de Benifassà, perteneciente a la categoría **SINT**. Los **gráficos 4.1.2.1.1.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.1.1.a-b. Abundancia de *Ae. vexans* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal claramente espiculado; inserción de la seda *I-A* en la mitad basal de la antena; seda *I-A* ramificada (3 o más ramas); seda *6-C* ramificada (2-3 ramas); sedas *11-M* y *11-T* insertas junto a un pequeño denticulo; peine sifonal con entre 1-3 dientes aislados; región distal del segmento *X* lisa; dientes del *VIII* segmento abdominal en fila o disposición triangular; tamaño del sifón entre 2,4 y 4 veces la proporción existente entre el largo y ancho del mismo ($2,4 \leq a/b \leq 4,0$); (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: *Ae. vexans* se caracteriza por colonizar biotopos potencialmente inundables (**imagen 4.1.2.1.1**), con niveles hídricos fluctuantes (Becker *et al.*, 2010), siendo, en general, llanuras aluviales, vegas y deltas de los ríos, cultivos de inundación, etc. (Gutsevich *et al.*, 1971; Horsfall, 1972; Gjullin & Eddy, 1972) con aguas típicamente neutras o alcalinas (Becker *et al.*, 2010). Nuestros hallazgos se han producido en biotopos larvarios de extensión media, en forma de pequeñas lagunas semi-permanentes de aguas alcalinas (rango de pH comprendido entre 7,36 y 8,27), dependientes del régimen local de lluvias, lo que se corresponde con las características anteriormente descritas para esta especie. Realiza la puesta directamente en el suelo,

sobre sustratos potencialmente inundables, representando el huevo la forma hibernante del ciclo biológico. Los huevos de *Ae. vexans* eclosionan tras la inundación del foco de cría, ya sea de forma simultánea o asincrónica, por lo que se pueden encontrar diferentes estadios de desarrollo larvario solapados en tiempo y espacio.

En el caso de la eclosión simultánea, se han observado densidades larvarias elevadas cuando la temperatura del agua es superior a los 9°C (Becker *et al.*, 2010); mientras que en casos de eclosión asincrónica, las eclosiones consecutivas siempre registran densidades más bajas, así como un tamaño corporal larvario mucho menor (O'Malley, 1990). Esta estrategia ontogénica, puede explicarse como un mecanismo de supervivencia frente a la estacionalidad y variabilidad hídrica de los focos de cría donde se desarrollan las larvas de esta especie. Un hecho destacable de la misma es su capacidad para migrar considerables distancias desde su lugar de cría para obtener sangre; así, algunos autores sostienen que, como consecuencia de la presión ejercida por una emergencia masiva de adultos, las hembras son capaces de realizar migraciones de hasta 15 km desde su punto de origen para conseguir alimento (a razón de 1km/noche según las circunstancias) (Becker *et al.*, 2010). Este conjunto de características, convierten a *Ae. vexans* en uno de los principales causantes de molestias al ser humano a uno lado y otro del océano Atlántico.



Img. 4.1.2.1.1. Biotopos larvarios característicos de *Ae. vexans*, localizados en la Tinença de Benifassà (Castellón).

Fenología: Se describe como una especie típicamente multivoltina, si bien es cierto que este patrón reproductivo puede verse modificado por situaciones locales como escasez de lluvias, temperaturas mínimas extremas o periodos de sequía prolongados, circunstancias bajo las cuales, se produce una reducción del número de generaciones anuales, hasta el punto de desarrollar ciclos de tipo univoltino (Gutsevich *et al.*, 1971; Encinas Grandes, 1982). Este fenómeno ha sido observado durante el periodo de muestreo, al únicamente conseguir capturar la especie durante los meses de abril y mayo, a pesar de haberse descrito su captura en España hasta el mes de octubre

(Encinas Grandes, 1982) y hasta el mes de septiembre en la Comunidad Valenciana (Bueno Marí, 2010)(**diagrama 4.1.2.1.1**).



Diagr. 4.1.2.1.1. Fenología aproximada de *Ae. vexans* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

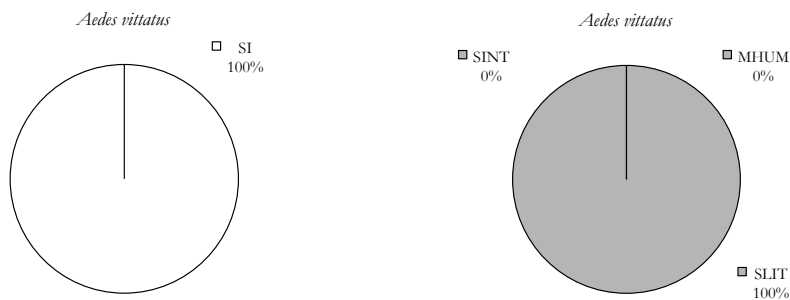
Relevancia médica: Desde el punto de vista médico, esta especie de actividad crepuscular, se comporta, en ocasiones de forma endófaga y eurífaga, aunque sus hospedadores más frecuentes son mamíferos entre los que se incluye el ser humano. Como consecuencia, *Ae. vexans* es considerado como uno de los vectores *tipo* de distintas enfermedades; se han detectado ejemplares infectados de forma natural por diferentes clases de arbovirus (Reinert, 1973) como la encefalomiелitis equina, encefalitis de California (Wallis *et al.* 1960; McLintock *et al.*, 1970; Hayes *et al.*, 1971; Sudia *et al.* 1971), virus Tahyna (Gligic & Adamovic, 1976; Lundström, 1994), virus West Nile o incluso la myxomatosis, además de postularse su papel como transmisor de tularemia (Encinas-Grandes, 1982; Schaffner *et al.* 2001). Entre los parásitos que esta especie es capaz de transmitir destaca *Dirofilaria immitis* (Lewandowski *et al.*, 1980).

VII. *Aedes vittatus* (Bigot, 1861)

- = *Ae. albopunctata* Theobald 1907.

= *Ae. brumpti* Neveu-Lemaire 1905.

Distribución: Especie distribuida por el mediterráneo occidental paleártico, la región Afrotropical y Oriental (Schaffner *et al.*, 2001). A nivel europeo, su distribución septentrional parece quedar limitada por la isoterma de 10 °C; donde la especie es capaz de sobrevivir a inviernos fríos y cuyas temperaturas estivales son suficientemente elevadas como para desarrollar, al menos, un ciclo gonotrófico (Becker *et al.*, 2010).



Gráf. 4.1.2.1.2.a-b. Abundancia de *Ae. vittatus* por parque y categoría de los mismos.

Parques naturales valencianos: A lo largo de nuestro estudio, *Ae. vittatus* únicamente ha sido capturado en el Parque Natural de la Sierra de Irta, perteneciente a la categoría SLIT. Los **gráficos 4.1.2.1.2.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal liso o débilmente espiculado; inserción de la seda *I-A* en la mitad basal de la antena; seda *I-A* ramificada (1-3 o más ramas); seda *6-C* simple; sedas *11-M* y *11-T* insertas junto a un pequeño denticulo; peine sifonal con entre 1-3 dientes aislados; región distal del segmento *X* lisa; dientes del *VIII* segmento abdominal en fila simple; relación longitud/anchura del sifón: $a/b \leq 2,4$; (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Los biotopos larvarios característicos de esta especie, suelen ser huecos rocosos de diámetro reducido, soleados y con un sustrato basal formado por materia orgánica en descomposición, motivo por el cual se incluye a la especie en la categoría de los *rock-pool mosquitoes* (Schaffner *et al.*, 2001; Roberts, 2004) (**imagen 4.1.2.1.2**). No obstante, también han sido descritos biotopos asociados a ambientes fluviales, sobre todo en el curso bajo de los ríos en condiciones similares a las descritas anteriormente (Encinas Grandes, 1982) y, en ciertas ocasiones, asociados a contenedores de tipo artificial, como bidones de plástico y capazos de caucho (Mattingly, 1965). Ambas condiciones han sido evidenciadas al ser capturada la especie tanto en escorrentías someras, como en oquedades rocosas y bidones de plástico destinados al almacenamiento de aguas.



Img. 4.1.2.1.2. Biotopos larvarios característicos de *Ae. vittatus*, localizados en la Sierra de Irta (Castellón).

Otro aspecto interesante sobre la ecología de *Ae. vittatus*, es la termofilia positiva que presenta, cuyos estados preimaginales toleran temperaturas por encima de los 40 °C (Service, 1970 - referencia en Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001), aunque no soportan temperaturas inferiores a los 7 °C (Schaffner *et al.*, 2001). Esta peculiaridad se erige como un mecanismo adaptativo frente a la desecación de sus

biotopos larvarios, propiciando un rápido desarrollo de las fases preimaginales que garantiza su supervivencia en ambientes áridos (Roberts, 2004; Jocque *et al.*, 2010). Estas características concuerdan con los resultados expuestos, obtenidos íntegramente en una región de clima típicamente *mediterráneo* (variante *pluviestacional oceánico*), con temperaturas medias anuales comprendidas entre los 17-19 °C y precipitaciones anuales medias comprendidas entre los 350-600 mm, concentradas, en general, durante los meses de septiembre y octubre.

Nuestras capturas han quedado circunscritas al territorio protegido como parque natural en la Sierra de Irta, motivo por el cual puede considerarse un medio salvaje o, en su defecto, rural si se encuentra en las inmediaciones de alguno de los *mases* típicos de uso agrícola tradicional. Ello corrobora tanto las afirmaciones de Clavero (1946) acerca del comportamiento agreste de la especie, como las emitidas por Mattingly (1965) sobre su posible relación con ambientes de baja presión antrópica (**imagen 4.1.2.1.2**).

Fenología: Existe controversia en cuanto al desarrollo del ciclo biológico de la especie. Algunos autores sostienen que se trata de una especie univoltina (Clavero, 1946), mientras que otros le atribuyen un carácter bivoltino, con un pico poblacional débil y difuso a finales de primavera (meses de mayo-junio) y otro fuerte y marcadamente sincrónico a final del verano (meses de septiembre-octubre) (Encinas Grandes, 1982). Esta variabilidad fenológica, debe atribuirse a la climatología local de cada punto de observación, coincidiendo en nuestro caso con las observaciones de Clavero (1946), pero iniciándose el ciclo desde principios de agosto, bien entrado el verano, y prolongándose hasta el mes de noviembre (**diagrama 4.1.2.1.2**).



Diagr. 4.1.2.1.2. Fenología aproximada de *Ae. vittatus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: *Ae. vittatus*, es una especie estenógama, cuyos imagos, de hábitos exofílicos, son fuertemente zoófilos, alimentándose de prácticamente cualquier ave o mamífero presente en las inmediaciones de sus biotopos larvarios, de los que no se alejan en demasía (Schaffner *et al.*, 2001).

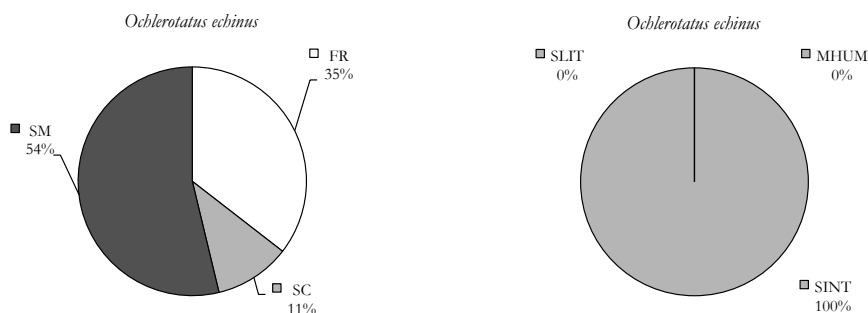
Se ha comprobado que la especie se comporta como vector eficiente de *Plasmodium gallinaceum* Brumpt, 1935 (malaria aviar), además de la fiebre amarilla en África tropical, donde el ruralismo del ambiente facilita el contacto entre humanos, primates (reservorio natural) y vector (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

4.1.2.2. Género *Ochlerotatus* Lynch Arribalzaga, 1891

VIII. *Ochlerotatus echinus* (Edwards, 1920)

Distribución: Se trata de una especie de distribución paleártica que, en Europa, se encuentra restringida a la región Mediterránea (concretamente ha sido documentada en Portugal, España, Italia y Grecia) (Sánchez Covisa, 1985; Becker *et al.*, 2010) y a las costas del Mar Negro (Bulgaria) (Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: La presencia de *Oc. echinus* ha sido evidenciada en los parques naturales del Carrascal de la Font Roja, la Sierra Calderona y la Sierra de Mariola; todos ellos pertenecientes a la categoría **SINT**. Los **gráficos 4.1.2.2.1.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.2.1.a-b. Abundancia de *Oc. echinus* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal liso o débilmente espiculado; seda 1-A ramificada (1-2 ramas); seda 1-A inserta tanto en la región basal como apical de la antena; seda 6-C ramificada (2-3 o más ramas); sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño denticulo; sedas 1-VI y 1-VII robustas, rígidas y ramificadas (7 o más ramas); dientes del VIII segmento abdominal en fila irregular; dientes del VIII segmento abdominal con la espina central claramente más larga; sifón pequeño ($a/b \leq 3$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de espina; región distal del segmento X lisa; silla del segmento X abierta; seda 9-S corta y ligeramente curvada; seda 1-S situada tras último diente sifonal; último diente sifonal situado por encima de la zona media del sifón; entre 0-1 sedas precratales; entre 9-16 dientes en el VIII segmento abdominal; papilas anales tan largas o más que la silla; dendrotelmas como hábitat larvario (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Al igual que el resto de representantes del subgénero *Finlaya* en España, *Oc. echinus* es una especie estrictamente arborícola o limnodendrícola. En el presente

estudio, sus larvas han sido recolectadas sobre árboles del género *Populus* (*P. alba*, *P. nigra*) y *Platanus* (*P. hispanica*), donde se desarrollan alimentándose de microorganismos y materia vegetal en descomposición (Becker *et al.*, 2010) (**imagen 4.1.2.2.1**). En esos ambientes, distintos autores han podido evidenciar un comportamiento caníbal entre los ejemplares larvarios más desarrollados (L4) con respecto a los de menos desarrollo (L1-L2) (Schaffner *et al.*, 2001). Se trata de una especie multivoltina, cuya hibernación y estivación se produce en estado de huevo. De vuelo corto y pesado, es estrictamente exofílica y pica con relativa asiduidad al ser humano siempre que se encuentre en las inmediaciones de sus biotopos larvarios (Schaffner *et al.*, 2001).



Img. 4.1.2.2.1. Biotopos larvarios característicos de *Oc. echinus*, localizados en la Sierra de Mariola y el Carrascal de la Font Roja (Alicante).

Fenología: El multivoltinismo exhibido por *Oc. echinus*, hace que pueda ser capturado durante varios meses a lo largo año. No obstante, existe cierta controversia acerca de este tema. Algunos autores (Schaffner *et al.*, 2001) sostienen que la eclosión de los huevos se produce a finales del invierno y principios de primavera, por lo que el primer vuelo de los imagos se produciría durante las semanas subsiguientes al suceso. No obstante, otros autores (Ribeiro *et al.*, 1988) sostienen que, tanto larvas como adultos, pueden ser capturados durante los meses de agosto y septiembre. Los resultados obtenidos concuerdan con la primera de las tesisuras (**diagrama 4.1.2.2.1**), al haberse producido las capturas larvarias durante los meses abril, mayo y junio, coincidiendo el ciclo con la primavera temprana y observándose la máxima de abundancia larvaria en los biotopos muestreados.



Diagr. 4.1.2.2.1. Fenología aproximada de *Oc. echinus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: A pesar de las características descritas para esta especie, se desconoce su implicación en la transmisión vectorial de enfermedades al ser humano

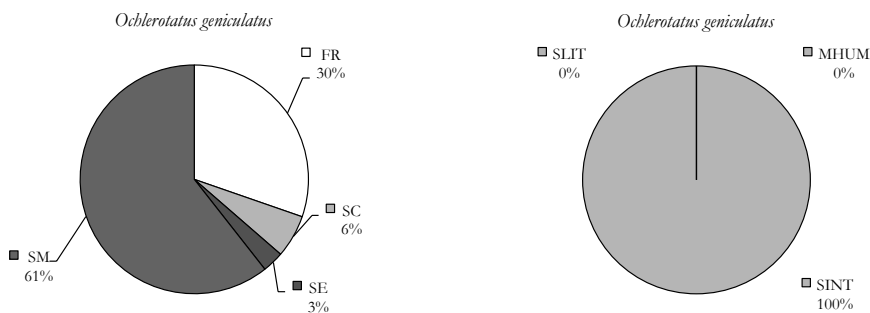
(Schaffner *et al.*, 2001), probablemente como consecuencia de la escasez de sus biotopos larvarios (grandes masas boscosas) y el bajo número de individuos que se desarrollan en los mismos (Becker *et al.*, 2010).

IX. *Ochlerotatus geniculatus* (Olivier, 1791)

- = *Oc. albo-punctatus* Rondani 1872.
- = *Oc. guttatus* Curtis 1835.
- = *Oc. guttatus* Meigen 1818.
- = *Oc. lateralis* Meigen 1818.
- = *Oc. ornatus* Meigen 1818.

Distribución: Especie de distribución paleártica presente en toda Europa, África del Norte y la región Caucásica (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: *Oc. geniculatus* ha sido capturado en los parques naturales del Carrascal de la Font Roja, la Sierra Calderona, la Sierra de Espadán y la Sierra de Mariola; todas pertenecientes a la categoría de las **SINT**. Los **gráficos 4.1.2.2.2.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.2.2.a-b. Abundancia de *Oc. geniculatus* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal liso o débilmente espiculado; seda 1-A ramificada (1-2 ramas); seda 1-A inserta en la región apical de la antena; sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño dentículo; sedas 1-VI y 1-VII robustas, rígidas y ramificadas (6 o menos ramas); dientes del VIII segmento abdominal en fila irregular; dientes del VIII segmento abdominal con la espina central claramente más larga; sifón pequeño ($a/b \leq 3$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de espina; región distal del segmento X espiculada; silla del segmento X abierta; seda 9-S corta y ligeramente curvada; seda 1-S situada tras último diente sifonal; último diente sifonal situado por encima de la zona media del sifón; sedas precratales ausentes; entre 9-16 dientes en el VIII segmento

abdominal; papilas anales tan largas o más que la silla; dendrotelmas como hábitat larvario (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Tal y como ocurría con la especie anterior, *Oc. geniculatus* es una especie arborícola estricta (**imagen 4.1.2.2.2**), con unos requerimientos ecológicos muy similares a los descritos para *Oc. echinus* (con el que cohabita regularmente). En las regiones más septentrionales, hiberna en estado de huevo, mientras que en las regiones meridionales de su área de distribución puede hacerlo en fase de larva (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010), habiéndose observado casos de resistencia bajo la superficie de capas de hielo de considerable grosor (Sánchez Covisa, 1985).



Img. 4.1.2.2.2. Biotopos larvarios característicos de *Oc. geniculatus*, localizados en la Sierra de Mariola y el Carrascal de la Font Roja (Alicante).

Un aspecto característico de este tipo de mosquitos, es la necesidad de una serie de condiciones ambientales previas a la eclosión de los huevos. Al parecer, la inundación de los biotopos larvarios no es un requisito suficiente para desencadenar el proceso, sino que es necesaria la existencia de determinados niveles de humedad, temperatura y fotoperiodo, además de un descenso drástico en la concentración de oxígeno disuelto en el agua (Novak & Shroyer, 1978). Las larvas eclosionarán de forma continua y asincrónica, lo que, unido a los largos periodos de tiempo de desarrollo y diapausa larvaria, garantiza la presencia de las mismas mientras duren las condiciones adecuadas para su desarrollo (Schaffner *et al.*, 2001).

Fenología: Diversos autores (Becker *et al.*, 2010) sostienen que la emergencia de adultos se observa durante los meses de verano, por lo que el desarrollo larvario se habría producido durante los meses anteriores, a expensas de las lluvias acaecidas durante la primavera. Los datos obtenidos corroboran esta afirmación, al haberse realizado capturas larvarias a lo largo de los meses de abril, mayo y junio (**diagrama 4.1.2.2.2**).



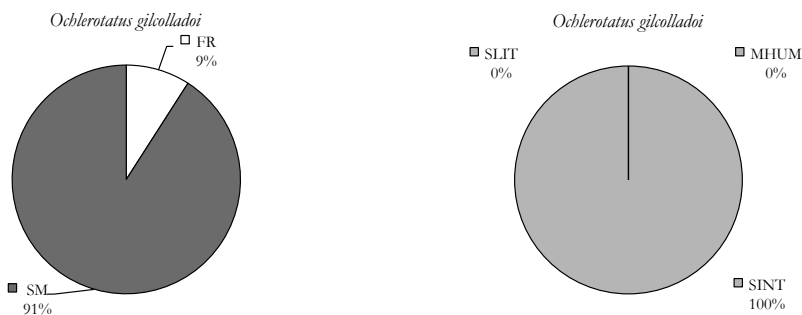
Diagr. 4.1.2.2.2. Fenología aproximada de *Oc. geniculatus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: En general, se alimenta de cualquier vertebrado (mamíferos, aves y reptiles) presente en las inmediaciones de sus biotopos larvarios (carácter zoofílico). De comportamiento exofílico, las hembras causan importantes molestias entre la población humana, sobre todo en áreas de tipo rural donde proliferan en masa durante determinadas épocas. *Oc. geniculatus* es vector de la tularemia y, en condiciones de laboratorio, se comporta como vector del virus West Nile y de la Fiebre Amarilla, además de diversos parásitos como *Dirofilaria immitis* y *Plasmodium gallinaceum* (Roubaud & Colas-Belcour, 1937; Roubaud *et al.*, 1937; Schaffner *et al.*, 2001).

X. *Ochlerotatus gilcolladoi* (Sánchez-Covisa, Rodríguez & Guillén, 1985)

Distribución: Especie únicamente citada en la España Peninsular (Sánchez Covisa *et al.*, 1985), no habiéndose hallado evidencias de su distribución por otros países europeos (Schaffner *et al.*, 2004).

Parques naturales valencianos: *Oc. gilcolladoi* ha sido capturado en los parques naturales valencianos de la Sierra de Mariola y el Carrascal de la Font Roja, lo que supone la cita más meridional de la especie para la Comunidad Valenciana. Ambos parques pertenecen a la categoría de **SINT**. Los **gráficos 4.1.2.2.3.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.2.3.a-b. Abundancia de *Oc. gilcolladoi* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal liso o débilmente espiculado; seda 1-A simple; seda 1-A inserta en la región apical de la antena; seda 6-C ramificada (2-3 o más ramas); sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño denticulo; sedas 1-VI y 1-VII robustas, rígidas y ramificadas (7 o más ramas); dientes del VIII segmento abdominal en fila irregular; dientes del VIII segmento abdominal con la espina central claramente más larga; sifón pequeño ($a/b \leq 3$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal

sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de espina; región distal del segmento X espiculada; silla del segmento X abierta; seda 9-S corta y ligeramente curvada; seda 1-S situada tras último diente sifonal; último diente sifonal situado por debajo de la zona media del sifón; sedas precratales ausentes; entre 9-24 dientes en el VIII segmento abdominal; papilas anales tan largas o más que la silla; dendrotelmas como hábitat larvario (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Se trata de una especie limnodendrófila estricta (**imagen 4.1.2.2.3**) cuya bioecología, etología y morfología es fuertemente similar a las de otras especies del subgénero *Finlaya* descritas en España (como *Oc. echinus* u *Oc. geniculatus*). En nuestro caso, las larvas fueron recolectadas sobre dendrotelmas de *Populus alba*, lo que coincide con los datos aportados por Bueno Marí (2011) para el caso de nuestra comunidad autónoma.



Img. 4.1.2.2.3. Biotopos larvarios característicos de *Oc. gilcolladoi*, localizados en la Sierra de Mariola (Alicante).

Fenología: Actualmente existe una carencia de datos precisos referentes al ciclo biológico de esta especie (Schaffner *et al.*, 2001), lo que supone el desconocimiento generalizado de la fenología referente a la misma. No obstante, y como sucede con el resto de especies de mosquitos limnodendrófilos, los momentos de eclosión larvaria estarían ligados a los periodos húmedos de su área de distribución, momento en el que se produciría la inundación masiva de sus biotopos. Durante el presente estudio, *Oc. gilcolladoi* ha sido hallado durante los meses de abril, mayo y junio (**diagrama 4.1.2.2.3**), fechas que coinciden con las capturas previas realizadas por Bueno Marí (2011) en territorio valenciano.



Diagr. 4.1.2.2.3. Fenología aproximada de *Oc. gilcolladoi* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

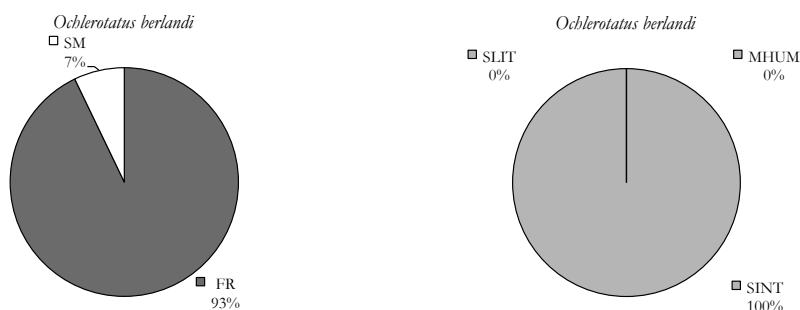
Relevancia médica: Al tratarse de una especie de reciente descripción únicamente citada en la España Peninsular (Schaffner *et al.*, 2001), se desconocen muchos datos acerca de su biología, ecología y comportamiento, así como de sus preferencias tróficas y capacidad vectorial hasta el momento.

XI. *Ochlerotatus berlandi* (Séguy, 1921)

- = *Oc. heracleensis* Callot 1944.
- = *Oc. longitubus* Cambournac 1938.
- = *Oc. praeteritus* Seguy 1923.

Distribución: Especie de distribución paleártica limitada al Mediterráneo occidental (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010). A diferencia de especies limnodendrófilas similares, como *Oc. geniculatus*, *Oc. berlandi* parece incapaz de colonizar regiones más frías situadas más al norte de su distribución conocida.

Parques naturales valencianos: *Oc. berlandi* ha sido capturado en los parques naturales de la Sierra de Mariola y el Carrascal de la Font Roja, ambos pertenecientes a la categoría **SINT**, suponiendo la primera cita para la provincia de Alicante. Los **gráficos 4.1.2.2.4.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.2.4.a-b. Abundancia de *Oc. berlandi* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal liso o débilmente espiculado; seda 1-A ramificada (1-3 o más ramas); seda 1-A inserta tanto en la región apical como basal de la antena; seda 6-C ramificada (2-3 o más ramas); sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño denticulo; sedas 1-VI y 1-VII delgadas y flexibles; dientes del VIII segmento abdominal en configuración triangular; dientes del VIII segmento abdominal con la espina central claramente más larga; sifón largo ($a/b > 4$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de escama; región distal del segmento X lisa; silla del segmento X abierta; seda 9-S corta y ligeramente curvada; seda 1-S situada tras último diente sifonal; último diente sifonal

situado por debajo de la zona media del sifón; 2 o 3 sedas precratales; entre 13-24 dientes en el *VIII* segmento abdominal; papilas anales tan largas o más que la silla; dendrotelmas como hábitat larvario (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Al tratarse de una especie limnodendrófila estricta (**imagen 4.1.2.2.4**), sus características bioecológicas son similares a las del resto de especies de este tipo. Tal y como ocurre con otras especies arborícolas, la eclosión larvaria es asincrónica (Novak & Shroyer, 1978) lo que facilita el solapamiento generacional, observándose distintas fases evolutivas de la misma generación coexistiendo en el mismo hueco (Encinas Grandes, 1982). Se ha descrito su captura sobre dendrotelmas de *Platanus orientalis*, *Platanus hispanica*, *Quercus ilex*, *Quercus suber*, *Fraxinus angustifolia* y *Populus alba* (Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010), coincidiendo las capturas realizadas durante el presente estudio con esta última especie botánica. Las condiciones del hueco coinciden con las descritas en la literatura, aguas alcalinas (rango de pH comprendido entre 7,84-8,90) con elevado contenido de materia orgánica en descomposición (rango de TDS comprendido entre 0,5-6,5 g/L) y alta concentración de taninos (rango de salinidad comprendido entre 4,3-6,6 ‰) (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).



Img. 4.1.2.2.4. Biotopos larvarios característicos de *Oc. berlandi*, localizados en la Sierra de Mariola y el Carrascal de la Font Roja (Alicante).

Como es habitual, *Oc. berlandi* cohabita con otras especies arborícolas de mosquitos, principalmente *Oc. echinus*, *An. plumbeus* y *Or. pulcripalpis* (Ramos, 1983; Becker *et al.*, 2010). No obstante, además de haber observado algunas de estas cohabitancias, en nuestro estudio también ha sido común encontrarlo junto a *Oc. geniculatus* y *Oc. gilcolladoi*, lo que se corresponde con las observaciones de Encinas Grandes (1982) en la provincia de Salamanca.

Fenología: A pesar de ser descrita como una especie principalmente bivoltina (Becker *et al.*, 2010), la eclosión asincrónica de los huevos ha provocado controversia en torno

a este tema, encontrando citas en la literatura que la describen como especie univoltina (Encinas Grandes, 1982). Otro aspecto relevante en la controversia con respecto al modelo fenológico de *Oc. berlandi*, es el tiempo de desarrollo larvario, que en condiciones naturales ha sido cifrado en, aproximadamente, 4 meses (Ramos, 1983). En nuestro caso, las capturas larvarias se produjeron durante los meses de mayo y junio (**diagrama 4.1.2.2.4**), lo que concuerda con la hipótesis del univoltinismo, además de coincidir el periodo de captura con el de otros estudios realizados en territorio valenciano con anterioridad (Bueno Marí, 2010). Los huevos suelen ser el estado hibernante habitual, no obstante, en determinadas ocasiones puede observarse una interrupción del desarrollo larvario durante el invierno, impidiéndose así el paso a la fase de pupa.



Diagr. 4.1.2.2.4. Fenología aproximada de *Oc. berlandi* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

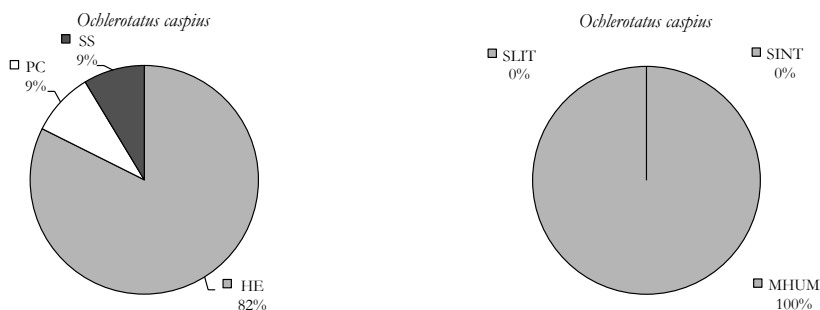
Relevancia médica: Se desconocen las preferencias tróficas de esta especie, aunque se sospecha que las hembras se alimentan principalmente de mamíferos y, probablemente, del ser humano, sobre todo durante las horas crepusculares y nocturnas. Las hembras han sido consideradas tanto exofágicas (Encinas Grandes, 1982) como endofágicas (Schaffner *et al.*, 2001) lo que pone de manifiesto el desconocimiento acerca de su biología real. No obstante, la baja densidad de sus biotopos larvarios hace que sea considerada como una especie sin relevancia médica (Schaffner *et al.*, 2001).

XII. *Ochlerotatus caspius* (Pallas, 1771)

- | | |
|---|--|
| = <i>Oc. africanus</i> Neveu-Lemaire, 1906. | = <i>Oc. maculiventris</i> Macquart, 1844. |
| = <i>Oc. arabica</i> Gilles, 1906. | = <i>Oc. onodagensis</i> Felt, 1904. |
| = <i>Oc. arabicus</i> Becker, 1910. | = <i>Oc. penicillaris</i> Rondani, 1872. |
| = <i>Oc. broquetii</i> Theobald, 1913. | = <i>Oc. punctatus</i> Meigen, 1804. |
| = <i>Oc. curriei</i> Coquillett, 1901. | = <i>Oc. quaylei</i> Dyar & Knab, 1906. |
| = <i>Oc. epsilon</i> Seguy, 1924. | = <i>Oc. sicalus</i> Robineau-Desvoidy, 1827. |
| = <i>Oc. grahami</i> Ludlow, 1919. | = <i>Oc. subtilis</i> Sergent & Sergent, 1905. |
| = <i>Oc. lativittatus</i> Coquillett, 1906. | = <i>Oc. willcocksii</i> Theobald, 1907. |
| = <i>Oc. longisquamosa</i> Theobald, 1905. | |

Distribución: Especie paleártica común en las regiones meridionale y secas, ampliamente distribuida por Europa (desde Inglaterra hasta la región central rusa y desde el suroeste hasta la cuenca Mediterránea) hasta su límite con Mongolia, el norte

y este de China, África del Norte y el centro y oeste de Asia (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).



Gráf. 4.1.1.1.12.a-b. Abundancia de *Oc. caspius* por parque y categoría de los mismos.

Parques naturales valencianos: La presencia de *Oc. caspius* únicamente ha sido evidenciada en los parques pertenecientes a la categoría **MHUM**, siendo éste su hábitat predilecto en el este peninsular (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008). Concretamente, ha sido capturada en el Hondo de Elche, el Prat de Cabanes-Torreblanca y las Salinas de Santa Pola. Los **gráficos 4.1.2.2.5.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal claramente espiculado; seda 1-A ramificada (3 o más ramas); seda 1-A inserta en la región basal de la antena; seda 6-C ramificada (1-3 o más ramas); sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño denticulo; sedas 1-VI y 1-VII delgadas y flexibles; dientes del VIII segmento abdominal en configuración triangular; dientes del VIII segmento abdominal con la espina central claramente más larga; sifón corto ($a/b \leq 3$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de espina; región distal del segmento X lisa; silla del segmento X abierta; seda 9-S corta y ligeramente curvada; seda 1-S situada tras último diente sifonal; último diente sifonal situado en la zona media del sifón; 2 o 3 sedas precrales; entre 17-30 dientes en el VIII segmento abdominal; papilas anales cortas y esféricas o lanceoladas (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Una de las características principales de esta especie, es el elevado grado de adaptación a aguas salobres que presenta (**imagen 4.1.2.2.5**), pudiendo llegar a habitar en medios hipersalinos con concentraciones que oscilan entre los 100-150 g/L y con un fuerte grado de insolación (Bozicic Lothrop, 1988; López Sánchez, 1989). No obstante, esta peculiaridad de la especie no la inhabilita para desarrollarse en aguas dulces (concentraciones salinas de 0,50 g/L), encontrándola en charcas temporales,

pastizales de inundación, cultivos de regadío y márgenes fluviales del interior peninsular (Encinas Grandes, 1982; Pires *et al.*, 1984). En nuestro estudio, las larvas de *Oc. caspius*, fueron recolectadas sobre aguas con una variación de pH comprendida entre los 5,69-9,05 puntos, lo que contrasta fuertemente con la variación observada por Pires *et al.* (1984), entre 6,0-7,0 puntos, en la región interior de Portugal. Otro hecho destacable es la total concordancia con las observaciones de Ribeiro *et al.* (1989), que restringen la distribución de esta especie a altitudes <50m en las zonas costeras de Portugal. En el presente estudio, la altitud máxima registrada para las capturas de *Oc. caspius* corresponde a 14 m por encima del nivel del mar, a pesar de haberse descrito capturas en la Comunidad Valencia por encima de los 800 m de altitud (Bueno Marí *et al.*, 2009).



Img. 4.1.2.2.5. Biotopos larvarios característicos de *Oc. caspius*, localizados en el Hondo de Elche (Alicante) y el Prat de Cabanes-Torreblanca (Castellón).

Se han descrito numerosas asociaciones larvarias para *Oc. caspius*, entre las que destacan con *An. atroparvus*, *An. maculipennis* s.s., *Ae. vexans*, *Ae. vittatus*, *Oc. annulipes*, *Oc. cantans*, *Oc. detritus*, *Oc. intrudens*, *Oc. mariae*, *Oc. sticticus*, *Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Cx. impudicus*, *Cs. annulata* y *Cs. subochrea* (Bozco *et al.*, 1969; Ramos *et al.*, 1978; Encinas Grandes, 1982; Knoz & Vanhara, 1982; Pires *et al.*, 1984; Marchi & Munstermann, 1987). Además de estas especies, ha sido descrita cohabitando en territorio valenciano con *An. algeriensis* y *Cs. longiareolata* (Bueno Marí *et al.*, 2008; Bueno Marí *et al.*, 2011). Estas observaciones se corresponden con los resultados obtenidos, al haberlo encontrado cohabitando con *Cx. pipiens*, *Cs. annulata* y fuertemente asociado a otra especie halófila como *Oc. detritus*.

Fenología: A pesar de haber sido descrita como una especie policíclica, la fenología de *Oc. caspius* puede quedar modificada debido al particular régimen de inundación de sus lugares de cría. No obstante, y en condiciones normales, la primera generación larvaria del año suele eclosionar durante los meses de febrero-marzo (Becker *et al.*,

2010), observándose el primer vuelo de adultos hacia el mes de mayo, pudiendo alargarse hasta finales de octubre (Encinas Grandes, 1982).

Estas apreciaciones coinciden completamente con observaciones realizadas, al haberse producido capturas durante los meses mencionados (**diagrama 4.1.2.2.5**). Cabe destacar que, debido a las características climatológicas de las zonas costeras, las primeras capturas larvarias se produjeron durante el mes de enero, por lo que el periodo de actividad de esta especie en territorio valenciano quedaría ampliado desde enero hasta finales de octubre, pudiendo alargarse inclusive hasta noviembre. Los huevos de esta especie resisten perfectamente la desecación y las temperaturas extremas, motivo por el cual son el estado hibernante y estivante habitual, aunque cabe mencionar que se han descrito, de forma excepcional, el caso de hembras hibernantes (Senevet & Andarelli, 1964).



Diagr. 4.1.2.2.5. Fenología aproximada de *Oc. caspius* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: *Oc. caspius* es considerada una especie exofílica, exofágica y eurígama, cuyas hembras destacan por presentar un comportamiento fuertemente antropófilo (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010). Las hembras de esta especie son capaces de alimentarse durante el periodo diurno, incrementando su actividad hacia horas crepusculares. A pesar de ser descrita como una especie típicamente exófaga, se han observado casos de comportamientos endófagos, siempre bajo niveles poblacionales muy elevados, lo que contribuye en gran medida a acrecentar las molestias que causan al ser humano (Becker *et al.*, 2010). Otro aspecto a tener en consideración, son las grandes distancias que *Oc. caspius* es capaz de recorrer en busca de un hospedador adecuado, habiéndose llegado a documentar casos de más de 40 Km de vuelo para conseguir una ingesta de sangre (Schaffner *et al.*, 2001). Su capacidad vectorial está ampliamente contrastada, comportándose como vector eficiente de diversas filariasis (Aranda *et al.*, 1998) y arbovirus como el virus West Nile o Tahyna (Schaffner *et al.*, 2001).

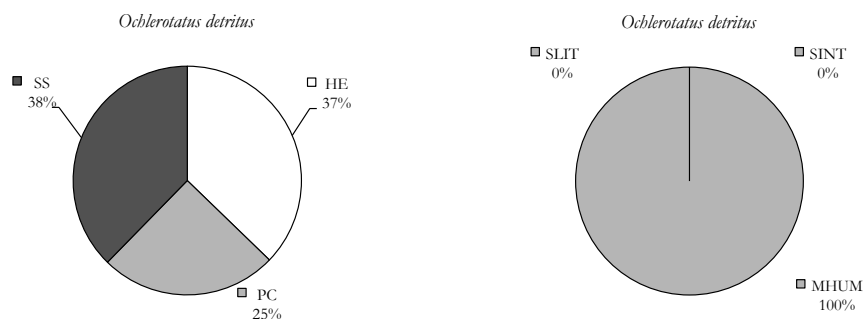
XIII. *Ochlerotatus detritus* (Haliday, 1833)

- = *Oc. maculosa* Theobald, 1905.
- = *Oc. salinus* Ficalbi, 1896.
- = *Oc. terrieri* Theobald, 1903.

Distribución: Especie de distribución paleártica, muy común a lo largo de las costas europeas, sobre todo en torno a la cuenca Mediterránea. Presenta una distribución

dispersa en áreas continentales salinas de Europa, norte de África y el suroeste asiático (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: Al igual que ocurría con la especie anterior, *Oc. detritus* únicamente ha sido capturado en los parques pertenecientes a la categoría **MHUM**, concretamente en el Hondo de Elche, el Prat de Cabanes-Torreblanca y las Salinas de Santa Pola. Los **gráficos 4.1.2.2.6.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.2.6.a-b. Abundancia de *Oc. detritus* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal claramente espiculado; seda 1-A ramificada (3 o más ramas); seda 1-A inserta tanto en la región basal como apical de la antena; seda 6-C ramificada (2-3 o más ramas); sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño dentículo; sedas 1-VI y 1-VII delgadas y flexibles; dientes del VIII segmento abdominal en configuración triangular; dientes del VIII segmento abdominal sin la espina central claramente más larga; sifón corto ($a/b \leq 3$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de espina; región distal del segmento X lisa; silla del segmento X abierta; seda 9-S corta y ligeramente curvada; seda 1-S situada tras último diente sifonal; último diente sifonal situado anteriormente a la zona media del sifón; 1 o 2 sedas precratales; entre 46-70 dientes en el VIII segmento abdominal; papilas anales cortas y esféricas (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: *Oc. detritus* presenta una ecología y comportamiento muy similar al exhibido por *Oc. caspius*. Se trata de una especie fuertemente antropófila, con capacidad de dispersión de varios kilómetros para satisfacer sus necesidades tróficas (Marshall, 1938; Rioux, 1958; Service, 1971; Moussiegt, 1987).

Con respecto a los biotopos larvarios típicos de la especie (**imagen 4.1.2.2.6**), existe una fuerte controversia con respecto a la salinidad de sus aguas, al existir dos corrientes de pensamiento contrapuestas. Una serie de autores (Schaffner *et al.*, 2001), sostienen que *Oc. detritus* prefiere desarrollarse en aguas con concentraciones salinas

menores, correspondiéndose sus biotopos con ambientes de carácter oligosalobre (0,5-4,9 g/L). No obstante, un segundo grupo de autores (Becker *et al.*, 2010), sostiene la situación contraria, definiendo a la especie como típicamente halófila, cuyas larvas se desarrollan en ambientes salobres (5-15,9 g/L) o polisalobres (16-39,9 g/L), y que solo en circunstancias especiales se la puede encontrar desarrollándose en ambientes dulciacuícolas. Los resultados del estudio secundan la segunda de las teorías, al haber capturado las larvas en ambientes acuáticos con valores medios de salinidad de 12,1 g/L y valores máximos de 30,1 g/L. Estos rangos de salinidad se equiparan a los observados para *Oc. caspius*, lo que viene a corroborar las similitudes bioecológicas de ambas especies.



Img. 4.1.2.2.6. Biotopos larvarios característicos de *Oc. detritus*, localizados en las Salinas de Santa Pola (Alicante) y el Prat de Cabanes-Torreblanca (Castellón).

Fenología: De nuevo, existe controversia en torno al modelo fenológico de *Oc. detritus* en Europa. Algunos autores sostienen que, debido a la prematura desecación de sus biotopos larvarios, se impone un univoltinismo estricto para la especie (Schaffner *et al.*, 2001); no obstante, existen observaciones discrepantes al respecto (Clavero, 1946; Becker *et al.*, 2010) que hablan de hasta tres generaciones anuales, considerando a la especie como policíclica. Los huevos representan la fase hibernante habitual (Gutsevich *et al.*, 1971), aunque existen datos acerca de larvas de estado L4 observadas durante los meses otoñales, que no puparon hasta marzo del año siguiente (Service, 1968). En nuestro caso las capturas se produjeron entre los meses de enero y septiembre, lo que está en clara sintonía con las observaciones de Clavero (1946) y Becker *et al.* (2010), al ser poco probable que tal dilatación temporal fruto de una asincronía en eclosión larvaria (**diagrama 4.1.2.2.6**).



Diagr. 4.1.2.2.6. Fenología aproximada de *Oc. detritus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

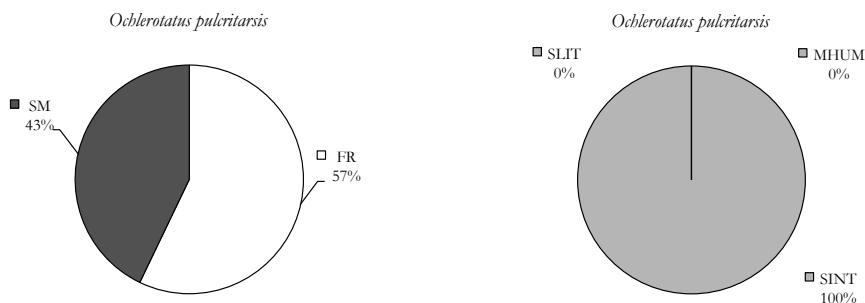
Relevancia médica: *Oc. detritus* es considerada una especie típicamente exofílica, a pesar de haberse observado casos de endofagia (Cranston *et al.*, 1987). Esta especie, de comportamiento fuertemente antropófilo, es capaz de desarrollar su actividad durante el día, si bien es cierto que es mucho más agresiva hacia el atardecer y durante el crepúsculo. Su importancia médica radica en su capacidad para actuar como vector eficiente de la mixomatosis, *Dirofilaria repens* y *Plasmodium gallinaceum* (Gutsevich *et al.*, 1971; Moussiegt, 1987; Schaffner *et al.*, 2001).

XIV. *Ochlerotatus pulcritarsis* (Rondani, 1872)

- = *Oc. leucacanthus* Loew, 1873.
- = *Oc. simici* Baranoff, 1927.
- = *Oc. stegomyia* Stackelberg & Monchadskii, 1926.

Distribución: Especie de distribución paleártica delimitada a la mitad meridional europea y el Cáucaso (Schaffner *et al.*, 2001), motivo por el cual ha sido considerada una especie principalmente mediterránea (Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: Su presencia ha sido evidenciada en los parques naturales del Carrascal de la Font Roja y la Sierra de Mariola, ambos pertenecientes a la categoría **SINT**, suponiendo la primera cita de la especie para la provincia de Alicante. Los **gráficos 4.1.2.2.7.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.2.7.a-b. Abundancia de *Oc. pulcritarsis* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Tegumento antenal liso o débilmente espiculado; seda 1-A ramificada (2-3 o más ramas); seda 1-A inserta en la región apical de la antena; seda 6-C ramificada (3 o más ramas); sedas 11-M y 11-T insertas junto a un pequeño denticulo; sedas 1-VI y 1-VII delgadas y flexibles; dientes del VIII segmento abdominal en fila irregular; dientes del VIII segmento abdominal con la espina central claramente más larga; sifón largo ($a/b > 4$); sifón sin sedas dorsales; peine sifonal sin dientes aislados; dientes del peine sifonal en forma de escama; región distal del

segmento *X* lisa; silla del segmento *X* abierta; seda 9-*S* corta y ligeramente curvada; seda 1-*S* situada tras último diente sifonal; último diente sifonal situado por debajo de la zona media del sifón; 2 o 3 sedas precratales; entre 5-12 dientes en el *VIII* segmento abdominal; papilas anales tan largas o más que la silla; (Encinas Grandes, 1982; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Bioecología: Especie limnodendrófila típica de los géneros *Quercus* sp., *Platanus* sp. y *Ulmus* sp. (Becker *et al.*, 2010); si bien es cierto que todas las capturas realizadas durante el presente trabajo se produjeron sobre la especie botánica *Populus alba*. Anteriores estudios en la provincia de Valencia (Bueno Marí, 2010), la describen cohabitando con *An. plumbeus*, *Oc. berlandi*, *Oc. echinus*, *Oc. geniculatus* y *Oc. gilcolladoi*; hecho secundado por nuestros hallazgos durante el desarrollo del estudio. Como en el resto de los casos de especies arborícolas, *Oc. pulcritarsis* se caracteriza por desarrollarse en aguas con abundante materia orgánica y elevadas concentraciones de taninos.

En general, los ambientes hídricos en los que fue recolectada la especie se caracterizaron por ser oligosalobres (rango de salinidad entre 3,7-4,3 ‰) y tender a la alcalinidad (rango de pH entre 7,84-8,43). Algunos autores (Becker *et al.*, 2010) sostienen que la temperatura del agua nunca supera los 21,1°C, al menos en la Europa meridional (Bozkov *et al.*, 1969), fenómeno que actuaría como factor limitante impidiendo el desarrollo larvario y la emergencia de adultos. Los resultados obtenidos secundan estas observaciones, al haber capturado las larvas en rangos de temperatura comprendidos entre los 20-21,1°C. La especie, como es habitual en mosquitos limnodendrófilos, presenta asincronía en la eclosión larvaria, además de un prolongado desarrollo larvario que puede extenderse hasta los dos meses de tiempo.

Fenología: *Oc. pulcritarsis* ha sido definida por diversos autores como especie univoltina (Schaffner *et al.*, 2001), si bien es cierto que se han descrito casos de bivoltinismo (Becker *et al.*, 2010). Nuestras capturas se produjeron entre los meses de mayo y junio, momento en el que las temperaturas se encuentran en alza y las precipitaciones continúan siendo suficientemente abundantes, lo que posibilita la inundación de sus biotopos larvarios.

Este rango temporal de capturas, puede explicarse atendiendo a la asincronía en las eclosiones larvarias o bien el lento desarrollo de los individuos, cuya eclosión pudo haberse producido durante el mes de marzo o abril, prolongándose hasta mediados del mes de junio (**diagrama 4.1.2.2.7**).



Diagr. 4.1.2.2.7. Fenología aproximada de *Oc. pulcritarsis* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: *Oc. pulcritarsis* se define como especie típicamente exófaga, eurígama y zoofílica, capaz de alimentarse tanto de mamíferos como de aves indistintamente. Se desconoce la participación de la especie en la transmisión de alguna enfermedad, probablemente debido a la baja densidad de biotopos larvarios y el reducido número de individuos que se desarrollan en ellos.

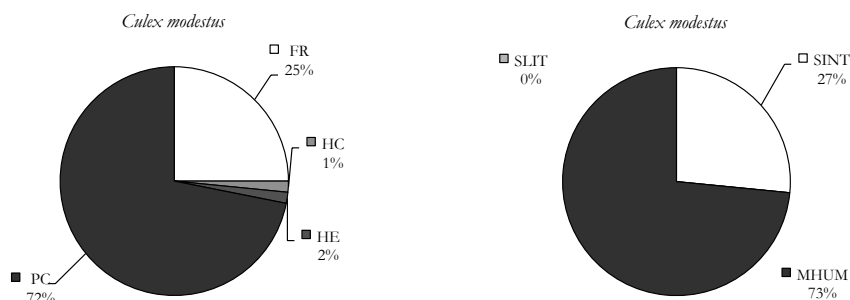
4.1.2.3. Género *Culex* Linnaeus, 1758

XV. *Culex modestus* Ficalbi, 1889

- = *Cx. eadithae* Barraud, 1924.
- = *Cx. nudipalpis* Shingarev, 1927.
- = *Cx. tanajcus* Stschelkanovzev, 1926.

Distribución: Especie ampliamente distribuida por la región Paleártica, principalmente en la Europa meridional y a nivel Oriental (Moussiegt, 1990; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: *Cx. modestus* ha sido capturado en los parques naturales del Carrascal de la Font Roja, las Hoces del Cabriel (siendo esta la cita más occidental de la especie en la Comunidad Valenciana hasta la fecha), ambos pertenecientes a la categoría de **SINT**, además del Prat de Cabanes-Torreblanca y el Hondo de Elche, ambos pertenecientes a la categoría de **MHUM**. Los **gráficos 4.1.2.3.1.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.3.1.a-b. Abundancia de *Cx. modestus* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C delgada y flexible en el ápice; inserción de la seda 3-A cercana a la seda 4-A; seda 4-C simple; seda 5-C ramificada (2-4 o más ramas); seda 6-C ramificada (2-4 o más ramas); seda 14-C simple o ramificada (1-2 o más ramas); mentón con ≤ 8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P simple; seda 4-P simple o ramificada (2 ramas); seda 7-I simple o ramificada (2-3 o más ramas);

seda 6-IV ramificada (3 o más ramas); seda 1-X ramificada (2-3 o más ramas); sifón con lados rectos; espina subapical 2-S corta; seda 1a-S situada por detrás o por delante del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) entre 3 y 4,5 puntos; dientes del peine sifonal con 3-5 dentículos basales; nacimiento basal de las sedas 1-S; sifón sin sedas laterales; sedas 1-S ramificada (6 o más ramas).

Bioecología: *Cx. modestus* es una especie típica de arrozales, canales de irrigación, pastizales de inundación, etc. (Gil Collado, 1939; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010); mientras que en el sur de Europa es frecuente en las zonas de marjalería (Ribeiro *et al.*, 1988) (**imagen 4.1.2.3.1**). Se trata de una especie con capacidad autogénica, cuyas hembras representan la forma hibernante, las cuales retoman su actividad a principios de primavera causando grandes molestias al ser humano y sus animales domésticos. No obstante, los machos presentan un patrón fenológico diferente, sucediéndose el pico de emergencia de los mismos durante el verano y el otoño (Schaffner *et al.*, 2001).

Un aspecto relevante de la ecología de esta especie, radica en su tolerancia frente a la salinidad del medio. Algunos autores (Schaffner *et al.*, 2001), afirman que el desarrollo larvario es infrecuente por encima de salinidades de 2,0 g/L, produciéndose la inhibición del mismo en rangos de salinidad comprendidos entre los 3,0-8,4 g/L (Chinaev, 1964). Estas afirmaciones contrastan completamente con los datos obtenidos, al haberse producido las capturas en aguas salobres, bajo rangos de salinidad (2,4-13,5 g/L) muy superiores a los considerados como tolerables por la especie.



Img. 4.1.2.3.1. Biotopos larvarios característicos de *Cx. modestus*, localizados en el Prat de Cabanes-Torreblanca (Castellón) y el Carrascar de la Font Roja (Alicante).

Fenología: Especie considerada como típicamente policíclica que puede desarrollar hasta cuatro generaciones anuales. Las larvas pueden encontrarse presentes en sus biotopos desde primavera hasta otoño (Schaffner *et al.*, 2001), entre los meses de mayo y octubre principalmente (Moussiegt, 1990). Estas observaciones coinciden con los

resultados expuestos, todas realizadas entre los meses de abril y finales de agosto (**diagrama 4.1.2.3.1**). No obstante, es destacable la captura de ejemplares larvarios en estado L4 de desarrollo durante el mes de enero. Ello nos incita a pensar que las larvas de *Cx. modestus*, si bien no son capaces de llevar a cabo un proceso de hibernación estricto, son capaces de aprovechar de forma eficiente, pero puntualmente, momentos favorables para completar su desarrollo en cortos periodos de tiempo.

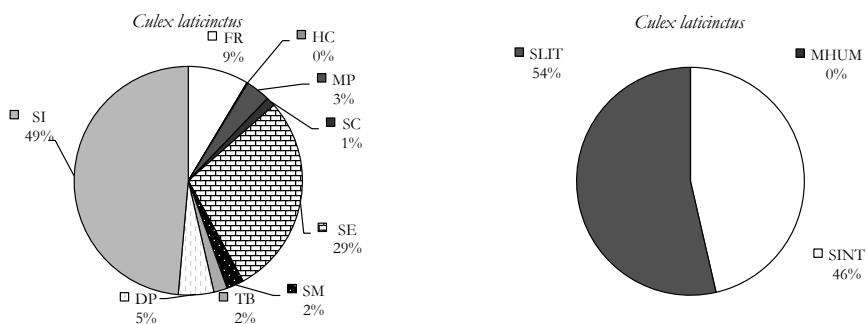


Diagr. 4.1.2.3.1. Fenología aproximada de *Cx. modestus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: Las hembras de *Cx. modestus* son exofílicas, exofágicas y moderadamente antropófilas, desarrollando su actividad principalmente al atardecer y durante las horas crepusculares en torno a sus lugares de cría (Schaffner *et al.*, 2001). *Cx. modestus* ha sido descrito como excelente vector de numerosas enfermedades, entre las que destacan arbovirus como el virus West Nile, Tahyna, Sindbis, Batai y Lednice (Chippaux *et al.*, 1950; Hannoun, 1971; Lundström, 1994; Schaffner *et al.*, 2001). Es transmisor de la tularemia además de *Dirofilaria* spp. (Schaffner *et al.*, 2001).

XVI. *Culex laticinctus* Edwards, 1913

Distribución: Especie considerada como típicamente afro-tropical y mediterránea, cuya área de distribución abarca desde las Islas Canarias hasta el sureste asiático (Schffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).



Gráf. 4.1.2.3.2.a-b. Abundancia de *Cx. laticinctus* por parque y categoría de los mismos.

Parques naturales valencianos: *Cx. laticinctus* ha sido capturado en los parques naturales del Desert de les Palmes y la Sierra de Irta, ambos pertenecientes a la categoría **SLIT**; la Tinença de Benifassà, el Macizo del Peñagolosa, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, el Carrascal de la Font Roja y la Sierra de Mariola. Ha sido evidenciada su presencia en 9 de los 13 parques muestreados, lo que supone un 61,54% del territorio estudiado. Los **gráficos**

4.1.2.3.2.a-b. muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A cercana a la seda 4-A; seda 4-C simple; seda 5-C ramificada (4 o más ramas); seda 6-C ramificada (3-4 o más ramas); seda 14-C ramificada (2 o más ramas); mentón con ≤ 8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P simple o ramificada (1-2 o más ramas); seda 4-P simple o ramificada (1-3 o más ramas); seda 7-I ramificada (2 ramas); seda 6-IV simple; seda 1-X simple o ramificada (2 ramas); sifón con lados rectos; espina subapical 2-S corta; seda 1a-S situada por detrás del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) < 3 o entre 3 y 4,5 puntos; dientes del peine sifonal con < 3 o entre 3-5 dentículos basales; nacimiento basal de las sedas 1-S; sifón con 1 seda lateral; seda 1-S ramificada (6 o más ramas).

Bioecología: *Cx. laticinctus* es uno de los representantes de un grupo de especies de mosquitos relacionados con biotopos de origen antrópico (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010) (**imagen 4.1.2.3.2**). No obstante, es posible encontrarla en biotopos de origen natural, tales como escorrentías y arroyos, oquedades en las rocas, pantanos y barrancos (Becker *et al.*, 2010). Los hallazgos realizados, a pesar de haberse sucedido en ambientes naturales, se relacionan en mayor medida con biotopos de origen antrópico, lo que corrobora su tendencia a anidar en este tipo de ambientes. Las aguas de dichos biotopos suelen ser dulces, aunque existen casos documentados de larvas desarrollándose en aguas salobres (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010). *Cx. laticinctus*, cohabita de forma habitual con varios representantes de los géneros *Culex* y *Anopheles*, y especies como *Cs. longiareolata*, *Cs. annulata* y *Ur. unguiculata* (Becker *et al.*, 2010).



Img. 4.1.2.3.2. Biotopos larvarios característicos de *Cx. laticinctus*, localizados en la Sierra de Irta y el Desert de les Palmes (Castellón).

Fenología: Se trata de una especie multivoltina, cuyo estado de hibernación es la fase imaginal. La época de actividad de esta especie se centra en el verano (Aitken, 1954;

Schaffner *et al.*, 2001), mientras que durante el resto del año solo son apreciables poblaciones residuales de la misma, con un reducido número de individuos (Becker *et al.*, 2010). Durante el estudio actual, las capturas se produjeron entre los meses de marzo y octubre, lo que, a priori, concuerda con el patrón anteriormente mencionado, al haberse producido el grueso de las capturas entre los meses de julio y septiembre (**diagrama 4.1.2.3.2**).



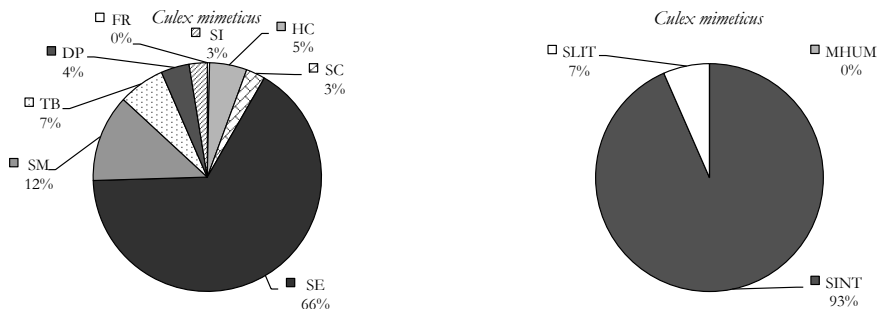
Diagr. 4.1.2.3.2. Fenología aproximada de *Cx. latincinctus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: Las hembras de *Cx. latincinctus* son típicamente exofágicas (Senevet & Andarelli, 1959) y principalmente zoófilas; motivo por el cual es considerada una especie sin relevancia médica para el ser humano (Ribeiro *et al.*, 1988; Schaffner *et al.*, 2001).

XVII. *Culex mimeticus* Noé, 1899

= *Cx. pseudomimeticus* Sargent, 1909.

Distribución: Especie de amplia distribución paleártica, circunscrita a la subregión Mediterránea y el sur de la región Oriental (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).



Gráf. 4.1.2.3.3.a-b. Abundancia de *Cx. mimeticus* por parque y categoría de los mismos.

Parques naturales valencianos: La presencia de *Cx. mimeticus* ha sido evidenciada en los parques naturales de la Tinença de Benifassà, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, el Carrascal de la Font Roja y la Sierra de Mariola (pertenecientes a la categoría **SINT**); además de en la Sierra de Irt y el Desert de les Palmes (pertenecientes a la categoría **SLIT**). Los **gráficos 4.1.2.3.3.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A lejana a la seda 4-A; seda 4-C ramificada (2-3 o más ramas); seda 5-C ramificada (4 o más ramas); seda 6-C ramificada (2-3 ramas); seda 14-C simple; mentón con ≤ 8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P simple; seda 4-P simple; seda 8-P ramificada (2-3 o más ramas); seda 7-I simple; seda 6-IV ramificada (3 o más ramas); seda 1-X simple o ramificada (2 ramas); sifón con lados rectos; espina subapical 2-S larga, ya sea recta o curvada; seda 1a-S situada por delante del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) entre 4,6-6,0 o más puntos; dientes del peine sifonal con más de 5 denticulos basales; nacimiento basal y lateral de las sedas 1-S; sifón con 1 seda lateral; seda 1-S ramificada (2-6 o más ramas).

Bioecología: Se trata de una especie relativamente común en muchas partes la región Mediterránea. Sus biotopos larvarios pueden ser variables, pero destacan los barrancos y torrentes de poca profundidad donde crecen abundantes algas verdes (*Spirogyra* sp.) (Aitken, 1954) (**imagen 4.1.2.3.3**). Es frecuente también en oquedades rocosas, márgenes remansados de ríos y arroyos de montaña repletos de vegetación acuática (Becker *et al.*, 2010). No obstante, además de en numerosos biotopos de estas características, se han podido capturar ejemplares larvarios en enclaves de origen antrópico como balsas, bidones, pozos y abrevaderos. *Cx. mimeticus* ha sido descrito asociado con *An. atroparvus*, *An. cinereus hispaniola*, *An. claviger*, *An. marteri*, *An. petragrani*, *An. superpictus*, *Cx. bortensis bortensis*, *Cx. impudicus*, *Cx. pipiens*, *Cx. territans*, *Cx. theileri*, *Cx. univittatus* y *Cs. longiareolata* (Gutsevich *et al.*, 1974; Ribeiro *et al.*, 1977; Encinas Grandes, 1982), todas ellas corroboradas por los resultados obtenidos.



Img. 4.1.2.3.3. Biotopos larvarios característicos de *Cx. mimeticus*, localizados en la Tinença de Benifassà (escorrentia del Paraje del Molinar) y la Sierra de Espadán (afluente del Embalse del Regajo) ambos en la provincia de Castellón.

Según Ribeiro *et al.* (1977), suele habitar aguas limpias cuyo pH oscila entre 5,2 y 6,0; es decir en aguas de tendencia ácida. Los datos obtenidos se encuentran en clara contraposición, al haber registrado variaciones del pH que oscilan entre 6,72 y 12,61; siendo estas aguas de clara tendencia básica. Otro aspecto relevante, es la

tendencia orofílica descrita para la especie en la región Oriental, con hallazgos hasta los 3055 m de altitud en el Tíbet (Feng, 1938). En el presente trabajo, las capturas oscilaron entre los 100-1157 m de altitud, sugiriendo una preferencia orofílica mucho más moderada como la descrita en Portugal (Ribeiro *et al.*, 1977).

Fenología: *Cx. mimeticus* se define como una especie multivoltina, a pesar de que suele exhibir dos picos poblacionales anuales (Encinas Grandes, 1982), uno a comienzos y otro a finales de verano. En el presente estudio se ha evidenciado la presencia de poblaciones larvarias entre los meses de marzo y finales de septiembre (**diagrama 4.1.2.3.3**), registrándose la máxima abundancia larvaria entre los meses de junio y agosto, lo que parece confirmar las aseveraciones de Encinas Grandes (1982). Las hembras son el estado hibernante habitual, hecho que parece confirmarse en territorio valenciano al no haberse hallado poblaciones larvarias durante los meses invernales.



Diagr. 4.1.2.3.3. Fenología aproximada de *Cx. mimeticus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: Se ha descrito a *Cx. mimeticus* como una especie exofágica típica, aunque existen referencias a episodios endofágicos excepcionales (Sicart, 1951). Se trata de una especie típicamente zoofílica (Becker *et al.*, 2010), cuya biología parece estar ligada a la presencia de aves (Schaffner *et al.*, 2001), siendo éstas su hospedador preferente. No obstante, se han descrito casos de hembras alimentándose sobre humanos, si bien es cierto que de forma excepcional (Sicart, 1951). Por último, mencionar que *Cx. mimeticus* es considerado un vector menor del virus West Nile, al haber sido halladas hembras infectadas con el virus de forma natural (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010), por lo que actuaría como agente transmisor manteniendo la enzootia entre la población aviar de la que se alimenta.

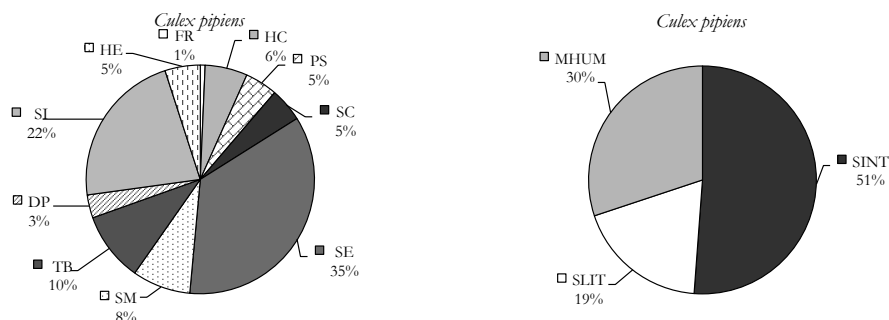
XVIII. *Culex pipiens* Linnaeus, 1758

- | | |
|---|--|
| = <i>Cx. agilis</i> Bigot, 1889. | = <i>Cx. dipseticus</i> Dyar & Knab, 1909. |
| = <i>Cx. autogenicus</i> Roubaud, 1935. | = <i>Cx. disjunctus</i> Roubaud, 1957. |
| = <i>Cx. azoriensis</i> Theobald, 1903. | = <i>Cx. doliorum</i> Edwards, 1912. |
| = <i>Cx. berbericus</i> Roubaud, 1935. | = <i>Cx. domesticus</i> Germar, 1817. |
| = <i>Cx. bicolor</i> Meigen, 1818. | = <i>Cx. erectus</i> Iglisch, 1977. |
| = <i>Cx. bifurcatus</i> Meigen, 1758. | = <i>Cx. fasciatus</i> Mueller, 1764. |
| = <i>Cx. calcitrans</i> Robineau-Desvoidy, 1827. | = <i>Cx. haematophagus</i> Ficalbi, 1893. |
| = <i>Cx. calloti</i> Rioux & Pech, 1959. | = <i>Cx. longefurcatus</i> Becker, 1903. |
| = <i>Cx. comitatus</i> Dyar & Knab, 1909. | = <i>Cx. luteus</i> Meigen, 1804. |
| = <i>Cx. consobrinus</i> Robineau-Desvoidy, 1827. | = <i>Cx. marginalis</i> Stephens, 1825. |

- | | |
|--|--|
| = <i>Cx. melanorhinus</i> Gilles, 1900. | = <i>Cx. rufus</i> Meigen, 1818. |
| = <i>Cx. meridionalis</i> Leach, 1825. | = <i>Cx. sternopallidus</i> Roubaud, 1988. |
| = <i>Cx. molestus</i> Forskal, 1775. | = <i>Cx. sternopunctatus</i> Roubaud, 1945. |
| = <i>Cx. osakaensis</i> Theobald, 1907. | = <i>Cx. thoracicus</i> Robineau-Desvoidy, 1827. |
| = <i>Cx. pallipes</i> Macquart, 1838. | = <i>Cx. torridus</i> Iglisch, 1977. |
| = <i>Cx. pallipes</i> Walzl, 1835. | = <i>Cx. trifurcatus</i> Fabricius, 1794. |
| = <i>Cx. phytophagus</i> Ficalbi, 1889. | = <i>Cx. unistriatus</i> Curtis, 1837. |
| = <i>Cx. quasimodestus</i> Theobald, 1905. | = <i>Cx. varioannulatus</i> Theobald, 1903. |
| = <i>Cx. rufinus</i> Bigot, 1888. | |

Distribución: Especie ampliamente distribuida por toda la región Holártica, el este y sudeste de África y Sudamérica, así como toda Australia (Stone *et al.*, 1959; Becker *et al.*, 2010); motivo por el cual es considerada el mosquito cosmopolita por excelencia.

Parques naturales valencianos: *Cx. pipiens* ha sido capturado en 12 de los 13 parques naturales estudiados, lo que supone un 92,31% del territorio total muestreado, lo cual concuerda con su distribución cosmopolita. Sus capturas quedan circunscritas a los parques de la Tinença de Benifassà, la Puebla de San Miguel, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, la Sierra de Mariola, el Carrascal de la Font Roja (todos ellos pertenecientes a la categoría **SINT**), la Sierra de Irta, el Desert de les Palmes (ambos pertenecientes a la categoría **SLIT**), el Prat de Cabanes-Torreblanca, el Hondo de Elche y las Salinas de Santa Pola (los tres pertenecientes a la categoría **MHUM**). Los **gráficos 4.1.2.3.4.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.3.4.a-b. Abundancia de *Cx. pipiens* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C delgada y flexible en el ápice o robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A cercana a la seda 4-A; seda 4-C simple; seda 5-C ramificada (4 o más ramas); seda 6-C ramificada (3-4 o más ramas); seda 14-C simple o ramificada (1-2 o más ramas); mentón con <8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P simple; seda 4-P ramificada (2-3 o más ramas); seda 8-P ramificada (2-3 o más ramas); seda 7-I simple o ramificada (1-3 o más ramas); seda 6-IV

ramificada (2 ramas); seda 1-X simple o ramificada (1-3 o más ramas); sifón con lados rectos o convexos; espina subapical 2-S corta; seda 1a-S situada por delante del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) entre 3 y 5,9 puntos; dientes del peine sifonal con 3-5 denticulos basales; nacimiento basal y lateral de las sedas 1-S; sifón con 1 seda lateral; sedas 1-S ramificada (2-5 ramas).

Bioecología: Conocido como “mosquito común”, una de las características más significativas de *Cx. pipiens* es su gran plasticidad bioecológica, morfológica y etológica, hecho que propicia su absoluta ubicuidad en España. Estas características permiten a *Cx. pipiens* desarrollarse en casi cualquier tipo de cuerpo hídrico (**imagen 4.1.2.3.4**), soportando una gran variedad de rangos térmicos (5,0-34,0 °C), de pH (2,00-9,80) y de salinidad (0,0-70,0 g/L); a pesar de que en su mayoría, sus biotopos se asocian con aguas dulces tendentes a la basicidad y en torno a los 21 °C (Horsfall, 1972; López Sánchez, 1989). Al respecto, durante el presente trabajo, se capturaron larvas habitando bajo intervalos fisicoquímicos situados entre los 4,18-12,61 puntos de pH, temperaturas comprendidas entre los 6,8-34,2 °C y salinidades de entre 0,0-24,6 g/L. Estas características no hacen sino incrementar la capacidad de supervivencia de esta especie, resultando la más abundante del estudio (3781 ejemplares recolectados; 24,62% del total de capturas).



Img. 4.1.2.3.4. Biotopos larvarios característicos de *Cx. pipiens*, localizados en la Tinença de Benifassà (camino Font de la Ponsa), provincia de Castellón.

Esta variabilidad ecológica ha potenciado la creencia entre los investigadores en la existencia de dos ecotipos subespecíficos, diferenciados en cuanto a comportamientos trófico y reproductor se refiere, en correlación con su hábitat larvario (Eritja & Goula, 1999). Estos autores postulan la existencia de una subespecie, denominada *Cx. pipiens molestus*, altamente mamofílica e incluso antropofílica, autógena y estenógama, típica de ambientes contaminados y eutrofizados donde dominaría al resto de especies culícidas presentes. Por otro lado, existiría una subespecie típica de ambientes no contaminados, *Cx. pipiens pipiens*, cuyos hábitos tróficos serían

típicamente ornitófilos. Se trataría de una especie anautógena, eurígama y que no dominaría al resto de especies con las que cohabita. Todo ello ha contribuido a señalar la existencia de un complejo multiespecífico (Mattingly *et al.*, 1951; Harbach *et al.*, 1985), si bien es cierto, sin demasiada aceptación hasta la actualidad.

Fenología: *Cx. pipiens* es considerada una especie multivoltina, con capacidad para completar hasta seis ciclos gonotróficos anuales. Generalmente, las hembras adultas constituyen la fase hibernante, si bien es cierto que se han descrito episodios de diapausa larvaria en las regiones más cálidas (López Sánchez, 1989).

La bibliografía describe una mayor actividad de la especie durante las estaciones de verano y otoño (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010), aunque sus larvas pueden capturarse a lo largo de todo el año. Los resultados obtenidos concuerdan con esta tesis, al haberse producido las capturas larvarias entre los meses de enero y diciembre, con máximos de abundancia registrados durante el periodo de tiempo comprendido entre mayo y septiembre (**diagrama 4.1.2.3.4**).



Diagr. 4.1.2.3.4. Fenología aproximada de *Cx. pipiens* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

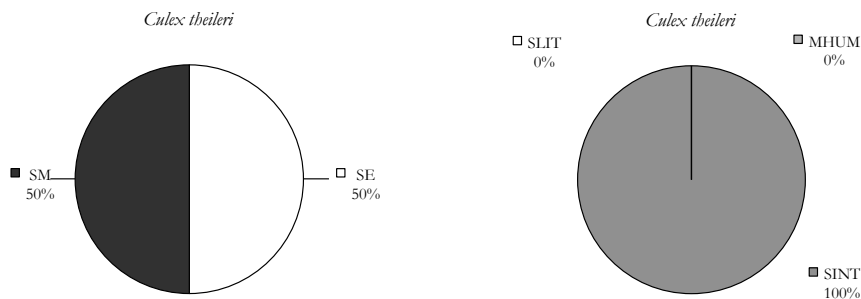
Relevancia médica: La capacidad vectorial de *Cx. pipiens* debe ser entendida desde el punto de vista de su plasticidad ecológica y etológica. Su adaptabilidad a diferentes medios y condiciones, especialmente a los ambientes urbanos, lo convierten en la especie más común en el interior de espacios de uso público y viviendas (Llave Correas & González Mora, 1996), siendo de esta manera la especie con mayor contacto directo con el ser humano. De este modo, *Cx. pipiens* actúa como vector eficiente de numerosas arbovirosis como West Nile, Sindbis, Tahyna, Batai y Usutu. Además, es capaz de vehicular la transmisión de filarias como *D. immitis* y diferentes plasmodios aviarios (*Plasmodium* spp.) (Aranda *et al.*, 1998; Schaffner *et al.*, 2001; Busquets *et al.*, 2008).

XIX. *Culex theileri* Theobald, 1903

- = *Cx. alpha* Seguy, 1924.
- = *Cx. annulata* Theobald, 1913.
- = *Cx. creticus* Theobald, 1903.
- = *Cx. onderstepoortensis* Theobald, 1911.
- = *Cx. pettigrewii* Theobald, 1910.

Distribución: Especie distribuida a lo largo de las regiones Etiópica (sur, este y norte de África), Paleártica (región Mediterránea y estepas ucranianas) y Oriental (India, Burma y China) (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: Se ha evidenciado la presencia de *Cx. theileri* únicamente en dos parques naturales, la Sierra de Espadán y la Sierra de Mariola, ambos pertenecientes a la categoría SINT. Los **gráficos 4.1.2.3.5.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.3.5.a-b. Abundancia de *Cx. theileri* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C delgada y flexible en el ápice o robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A cercana a la seda 4-A; seda 4-C simple o ramificada (1-3 o más ramas); seda 5-C ramificada (3-4 o más ramas); seda 6-C ramificada (2-3 ramas); seda 14-C ramificada (2 o más ramas); mentón con <8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P simple; seda 4-P ramificada (2 ramas); seda 8-P ramificada (2-3 o más ramas); seda 7-I ramificada (2 ramas); seda 6-IV ramificada (2-3 o más ramas); seda 1-X simple o ramificada (1-3 o más ramas); sifón con lados rectos; espina subapical 2-S corta; seda 1a-S situada por delante del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) entre 3 y 5,9 puntos; dientes del peine sifonal con 3-5 denticulos basales; nacimiento basal y lateral de las sedas 1-S; sifón con 1 seda lateral; sedas 1-S ramificada (2-6 o más ramas).

Bioecología: Se trata de una especie con una baja exigencia en cuanto a las características de sus biotopos larvarios (Encinas Grandes, 1982; Simsek, 2004), ocupando una amplia variedad de tipologías, que abarcan desde aguas contaminadas hasta canales, encharcamientos temporales y márgenes fluviales (Aitken, 1954; Ramos *et al.*, 1978; Encinas Grandes, 1982) (**imagen 4.1.2.3.5**). Suele colonizar ambientes de aguas dulces u oligosalobres, a pesar de que es capaz de tolerar salinidades por encima de los 16,6 g/L y rangos de pH de entre 5,5-9,5 (Gutsevich *et al.*, 1974; Ramos *et al.*, 1977). Durante el estudio, las capturas larvarias se produjeron

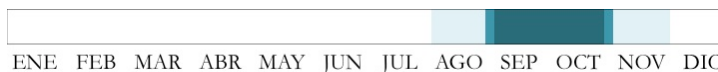
en ambientes con rangos de pH de entre 7,0-8,0 y salinidades comprendidas entre los 0,2-0,5 g/L.



Img. 4.1.2.3.5. Biotopos larvarios característicos de *Cx. theileri*, localizados en la Sierra de Espadán (Castellón) y la Sierra de Mariola (Alicante).

Otro aspecto interesante sobre la ecología de esta especie, es la tendencia orofílica mostrada en la región del Himalaya, donde es común su captura en altitudes situadas entre los 1000-3000 m. Los datos obtenidos cifraron la altitud máxima registrada en 390 m, mucho más discreta que las reportadas por Sirivanakarn (1976). Por último, mencionar las frecuentes asociaciones larvarias con *Ae. vexans*, *Ae. vittatus*, *An. atroparvus*, *An. claviger*, *An. labranchiae*, *An. maculipennis*, *An. superpictus*, *Cx. hortensis*, *Cx. impudicus*, *Cx. laticinctus*, *Cx. modestus*, *Cx. pipiens*, *Cx. perexiguus*, *Oc. caspius*, *Oc. detritus*, *Cs. annulata*, *Cs. longiareolata* y *Ur. unguiculata*.

Fenología: Se trata de una especie típicamente policíclica, con dos o tres máximos poblacionales anuales. La eclosión larvaria suele producirse durante los meses primaverales (Becker *et al.*, 2010), por lo que los adultos presentan un pico poblacional importante durante los meses veraniegos (Simsek, 2004). Las capturas resultantes del estudio se produjeron durante los meses de septiembre y octubre, con abundancias muy bajas, probablemente representando las últimas generaciones anuales (**diagrama 4.1.2.3.5**).



Diagr. 4.1.2.3.5. Fenología aproximada de *Cx. theileri* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: *Cx. theileri* es considerada una especie zoofílica con tendencias antropófilas (Simsek, 2004), de hábitos exófagos, los cuales pueden ser modificados hacia la endofagia bajo determinadas circunstancias y elevados niveles poblacionales (Gutsevich *et al.*, 1974; Ramos *et al.*, 1977; Schaffner *et al.*, 2001). Estas características, hacen de *Cx. theileri* un excelente vector de arbovirosis como el virus West Nile y

Sindbis (McIntosh, 1975). Además, es capaz de transmitir el virus de la fiebre del Rift y diversas dirofilarias caninas (Smith, 1973; Ribeiro *et al.*, 1983; Ribeiro *et al.*, 1988).

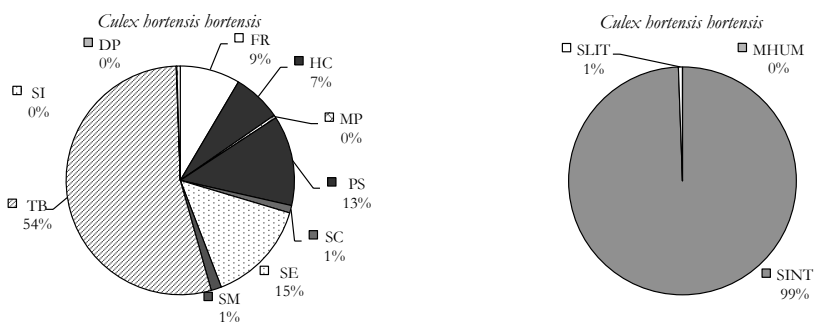
XX. *Culex hortensis hortensis* Ficalbi, 1889

= *Cx. lavieri* Larrousse, 1925.

= *Cx. pilifera* Theobald, 1907.

Distribución: De amplia distribución paleártica, a excepción de las regiones más septentrionales del continente, es muy frecuente su captura en la región Mediterránea. Igualmente, es posible hallarlo en la región Nordsafricana y Oriental (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: *Cx. hortensis hortensis* ha sido capturado en los parques de la Tinença de Benifassà, el Macizo del Peñagolosa, la Puebla de San Miguel, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, la Sierra de Mariola, el Carrascal de la Font Roja (todos ellos pertenecientes a la categoría **SINT**), la Sierra de Irta y el Desert de les Palmes (ambos pertenecientes a la categoría **SLIT**). Los **gráficos 4.1.2.3.6.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.3.6.a-b. Abundancia de *Cx. hortensis* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A cercana o lejana a la seda 4-A; seda 4-C simple o ramificada (1-2 ramas); seda 5-C ramificada (2 ramas); seda 6-C ramificada (2 ramas); seda 14-C ramificada (2 o más ramas); mentón con <8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P simple o ramificada (1-2 o más ramas); seda 4-P ramificada (2-3 o más ramas); seda 8-P simple o ramificada (1-2 ramas); seda 7-I ramificada (2-3 o más ramas); seda 6-IV simple o ramificada (1-2 ramas); seda 1-X ramificada (2-3 o más ramas); sifón con lados curvados o cóncavos; espina subapical 2-S larga y en forma de gancho; seda 1a-S situada por detrás o a la altura del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) $\geq 6,0$ puntos; dientes del peine sifonal con <3 o entre 3-5 denticulos basales;

nacimiento basal y lateral de la seda 1-5; sifón con 3 o más sedas laterales; sedas 1-5 ramificada (2-6 o más ramas).

Bioecología: Los biotopos larvarios de *Cx. hortensis hortensis* se caracterizan por ser de variada naturaleza. Es frecuente su captura en ambientes de aguas limpias y dulces con abundante vegetación y algas, como estanques, charcas, pozos abandonados, arrozales, etc. (Becker *et al.*, 2010) (**imagen 4.1.2.3.6**). No obstante, existen referencias en la bibliografía acerca de capturas en ambientes salobres (López Sánchez, 1989). Los datos registrados corroboran la variabilidad de ambientes colonizados, al haberse producido en los anteriormente mencionados además de otros de origen antrópico, como sifones y balsas de riego. Igualmente, se confirma la presencia de la especie en aguas oligosalobres, al haberse producido su captura en aguas cuya salinidad alcanzaba los 1,6 g/L.



Img. 4.1.2.3.6. Biotopos larvarios característicos de *Cx. hortensis hortensis*, localizados en la Sierra de Mariola (Alicante) y la Tinença de Benifassà (Castellón).

Otro de los aspectos característicos de *Cx. hortensis hortensis*, es la tendencia orofílica exhibida por las poblaciones peninsulares (Gil Collado, 1930a; Rioux, 1958; Bueno Marí *et al.*, 2009); evidenciada en el presente trabajo al producirse hallazgos por encima de los 1300 m de altitud, con un máximo de 1450 m. Además, las máximas abundancias larvarias observadas se produjeron por encima de los 1100 m. Por otro lado, *Cx. hortensis hortensis* parece exhibir una importante adaptación a los cambios de temperatura, al haber capturado ejemplares larvarios ocupando rangos de temperatura que abarcan de los 7,8 a los 31,8 °C, con una variación de 24 °C de diferencia.

Fenología: Se trata de una especie multivoltina que hiberna en forma de hembra adulta, aunque se desconocen detalles precisos acerca de su ciclo fenológico (Becker *et al.*, 2010). No obstante, las capturas realizadas se produjeron entre los meses de marzo y noviembre, con máximos de abundancia larvaria entre los meses de mayo y agosto. Por estos motivos, suponemos que es frecuente su captura a lo largo del año en territorio valenciano (**diagrama 4.1.2.3.6**).



Diagr. 4.1.2.3.6. Fenología aproximada de *Cx. bortenensis bortenensis* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

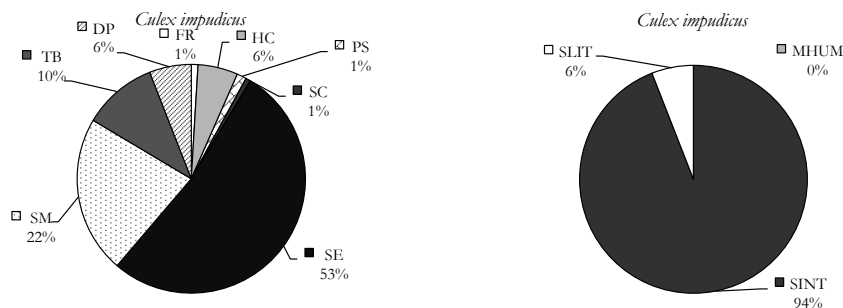
Relevancia médica: *Cx. bortenensis bortenensis* destaca por ser una especie típicamente zoonótica, que se alimenta principalmente de reptiles y batracios (Schaffner *et al.*, 2001), por lo que rara vez lo hace sobre el ser humano. Esta tendencia batracio y herpetofílica, supone la desestimación de la especie como posible vector de enfermedades de afección humana.

XXI. *Culex impudicus* Ficalbi, 1890

= *Cx. sergentii* Theobald, 1903.

Distribución: Especie paleártica cuya distribución parece quedar relegada a la región Mediterránea. Se trata de una especie común en el sur y centro de Portugal (Ribeiro *et al.*, 1988), España, Córcega, Cerdeña, Francia, Italia, Sicilia y Grecia (Becker *et al.*, 2010), al igual que en la región Nordafricana (Knight & Stone, 1977).

Parques naturales valencianos: *Cx. impudicus* ha sido capturado en los parques de la Tinença de Benifassà, la Puebla de San Miguel, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, el Carrascal de la Font Roja, la Sierra de Mariola (todos ellos pertenecientes a la categoría **SINT**) y el Desert de les Palmes (perteneciente a la categoría **SLIT**). Los **gráficos 4.1.2.3.7.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.3.7.a-b. Abundancia de *Cx. impudicus* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A cercana a la seda 4-A; seda 4-C simple o ramificada (1-2 ramas); seda 5-C ramificada (2 ramas); seda 6-C simple; seda 14-C ramificada (2 o más ramas); mentón con <8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P ramificada (2 o más ramas); seda 4-P ramificada (2 ramas); seda 8-P ramificada (2 ramas); seda 7-I ramificada (2

ramas); seda 6-IV ramificada (2 ramas); seda 1-X ramificada (2 ramas); sifón con lados cóncavos; espina subapical 2-S corta; seda 1a-S situada por delante del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) $\geq 6,0$ puntos; dientes del peine sifonal con < 3 o entre 3-5 denticulos basales; nacimiento basal de la seda 1-S; sifón sin sedas laterales; sedas 1-S ramificada (2-5 ramas).

Bioecología: Las larvas de *Cx. impudicus* se desarrollan, de manera frecuente, en aguas dulces y estancadas, con abundante vegetación que aportan umbría al biotopo (Aitken, 1954) (**imagen 4.1.2.3.7**). Pueden encontrarse en encharcamientos, charcas, oquedades rocosas, canales, acequias, escorrentías e incluso en arrozales (Rioux, 1958). *Cx. impudicus* se encuentra frecuentemente asociada a *An. algeriensis*, *An. maculipennis*, *An. petragrani*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. mimeticus*, *Cx. pipiens*, *Cx. territans*, *Cs. annulata* y *Cs. longiareolata* (Senevet & Andarelli, 1959; Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010). Además de estas asociaciones y fruto del trabajo realizado, se ha podido constatar su cohabitación larvaria junto a *An. atroparvus*, *An. marteri*, *Cx. laticinctus* y *Cx. theileri*.



Img. 4.1.2.3.7. Biotopos larvarios característicos de *Cx. impudicus*, localizados en las Hoces del Cabriel (Castellón) y la Sierra de Mariola (Alicante).

Fenología: Se trata de una especie multivoltina, cuya fase hibernante se desarrolla en forma de hembra adulta. Según Encinas Grandes (1982), las larvas se encuentran presentes desde el mes de abril hasta octubre, observándose un mínimo poblacional en los meses centrales del verano. Como resultado del trabajo, las larvas se hallaron presentes en los biotopos muestreados desde el mes de marzo a octubre (**diagrama 4.1.2.3.7**), lo que podría indicar una modulación del ciclo fenológico en función de las condiciones medioambientales. Otro aspecto interesante a destacar, es la elevada densidad poblacional observada desde finales de primavera hasta finales de verano, en contraposición a lo indicado por Encinas Grandes (1982), lo cual, de nuevo, hace suponer que se produce una variación del ciclo fenológico de la especie en función de su área de distribución.



Diagr. 4.1.2.3.7. Fenología aproximada de *Cx. impudicus* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

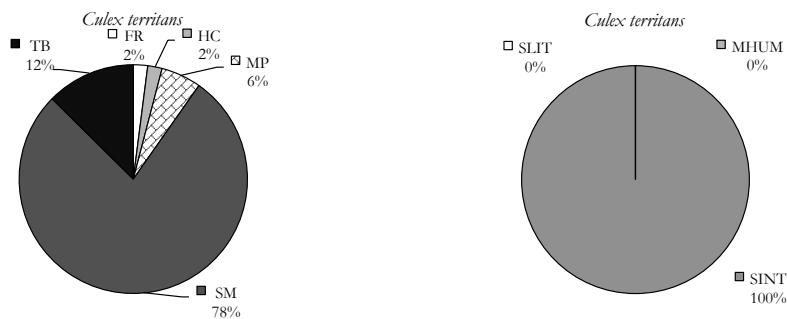
Relevancia médica: Los hábitos tróficos de *Cx. impudicus*, al igual que el resto de representantes del subgénero *Neoculex* en Europa, son de tipo batraciofílico, por lo que no se conoce ningún rol vectorial asociado a la transmisión de enfermedades al ser humano (Rioux, 1958, Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

XXII. *Culex territans* Walker, 1856

- = *Cx. frickii* Ludlow, 1906.
- = *Cx. nematoides* Dyar & Shannon, 1925.
- = *Cx. pyrenaicus* Brolemann, 1919.
- = *Cx. saxatilis* Grossbeck, 1905.

Distribución: Especie propia de la región Holártica ampliamente representada a nivel europeo (Horfall, 1972). Su área de distribución se extiende hasta Asia Central y el norte de África (Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: Su presencia ha sido evidenciada en los parques de la Tinença de Benifassà, el Macizo del Peñagolosa, las Hoces del Cabriel, el Carrascal de la Font Roja y la Sierra de Mariola, todos pertenecientes a la categoría **SINT**. Los **gráficos 4.1.2.3.8.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.3.8.a-b. Abundancia de *Cx. territans* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Seda 1-C delgada y flexible en el ápice o robusta en toda su longitud; inserción de la seda 3-A cercana a la seda 4-A; seda 4-C simple o ramificada (1-2 ramas); seda 5-C ramificada (2 ramas); seda 6-C simple; seda 14-C ramificada (2 o más ramas); mentón con <8 dientes a cada lado del diente central; seda 3-P ramificada (2 o más ramas); seda 4-P ramificada (2 ramas); seda 8-P ramificada (2-3

o más ramas); seda 7-I ramificada (2 ramas); seda 6-IV ramificada (2 ramas); seda 1-X ramificada (2 ramas); sifón con lados cóncavos; espina subapical 2-S corta; seda 1a-S situada por delante o al mismo nivel del peine sifonal; índice sifonal (longitud/diámetro base) entre $4,5 \geq 6,0$ puntos; dientes del peine sifonal con 3-5 denticulos basales; nacimiento basal de las sedas 1-S; sifón sin sedas laterales; sedas 1-S ramificada (2-5 ramas).

Bioecología: Comparte una gran similitud biológica y ecológica con *Cx. impudicus*, hasta el extremo de resultar prácticamente indistinguibles en fase larvaria. No obstante, algunos autores sostienen la existencia de caracteres morfológicos que, en determinadas ocasiones, son válidos para su diferenciación (Darsie & Saminadou Voyadjoglou, 1997; Ribeiro *et al.*, 1999; Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Sus biotopos larvarios (**imagen 4.1.2.3.8**), muy similares a los de *Cx. impudicus*, suelen ser cuerpos de aguas limpias, permanentes y frías, con escasa corriente, abundante vegetación y, generalmente, umbríos (Mohrig, 1969; Encinas Grandes, 1982). Definida como una especie de ambientes montañosos (Schaffner *et al.*, 2001), las capturas realizadas se produjeron siempre por encima de los 300 metros de altitud, con un máximo de 1120 m, hallándose las máximas abundancias larvarias entre los 700 y los 800 metros. Se ha evidenciado la cohabitación larvaria con especies como *An. atroparvus*, *An. claviger*, *An. maculipennis s.l.*, *An. petragani*, *Cx. pipiens* y *Cs. annulata* (Gutsevich *et al.*, 1974; Encinas Grandes, 1982). Igualmente, se ha conseguido evidenciar, además de las mencionadas anteriormente, asociaciones larvarias junto a *An. marteri*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. mimeticus* y *Cs. longiareolata*.



Img. 4.1.2.3.8. Biotopos larvarios característicos de *Cx. territans*, localizados en la Sierra de Espadán, provincia de Castellón.

Fenología: Definida como una especie típicamente multivoltina y eurígama, las hembras de *Cx. territans* representan la fase hibernante del ciclo biológico, refugiándose en cavidades naturales o de origen antrópico, pero siempre cercanas a cursos de agua (Encinas Grandes, 1982) donde poder realizar sus primeras puestas tras

el periodo de quiescencia. Según Encinas Grandes (1982), es posible hallar hembras repletas de sangre durante el mes de marzo, por lo que el abandono de la quiescencia se produce durante la primavera temprana. De esta forma, las larvas pueden hallarse presentes en sus biotopos desde finales de abril hasta septiembre, con máximos de abundancia hacia finales de verano (Becker *et al.*, 2010). Las capturas larvarias realizadas se produjeron entre abril y finales de octubre (**diagrama 4.1.2.3.8**), con máximos de abundancia larvaria a finales del mes de septiembre. Todo ello evidencia un alargamiento del ciclo fenológico de la especie, motivo por el cual es plausible pensar en una modulación fenológica en función de la existencia de condiciones favorables para el desarrollo larvario en nuestro territorio.



Diagr. 4.1.2.3.8. Fenología aproximada de *Cx. territans* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: Las hembras de *Cx. territans* presentan una clara tendencia zoófila, alimentándose principalmente de anfibios (como por ejemplo *Rana* spp. o *Bufo* spp.) y diversos tipos de reptiles (Carpenter & Lacasse, 1955; Senevet & Andarelli, 1959; Gjullin & Eddy, 1972; Gutsevich *et al.*, 1974; Becker *et al.*, 2010), no habiéndose documentado casos de alimentación sobre humanos. Por estos motivos, es considerada como una especie sin relevancia médica para el ser humano.

4.1.2.4. Género *Culiseta* Felt, 1904

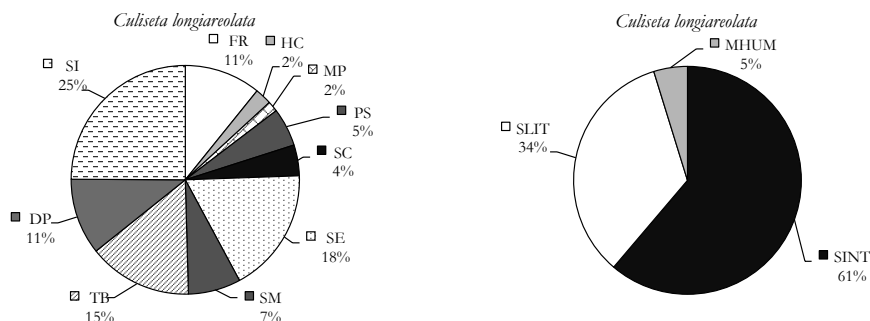
XXIII. *Culiseta longiareolata* (Macquart, 1838)

- = *Cs. leucogrammus* Loew, 1874.
- = *Cs. maroccanus* D'Anfreville, 1916.
- = *Cs. serratipes* Becker, 1908.
- = *Cs. spathipalpis* Rondani, 1872.

Distribución: Se trata de una especie ampliamente distribuida por las regiones Paleártica, Oriental y Afro-tropical. A nivel europeo, es muy común en los países Mediterráneos, siendo excepcional su captura en las regiones más septentrionales del continente (Schaffner *et al.*, 2001).

Parques naturales valencianos: *Cs. longiareolata* ha sido capturada en los parques de la Tinença de Benifassà, el Macizo del Peñagolosa, la Puebla de San Miguel, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, el Carrascal de la Font Roja, la Sierra de Mariola (todos ellos pertenecientes a la categoría **SINT**), la Sierra de Irta, el Desert de les Palmes (pertenecientes a la categoría **SLIT**), el Prat de Cabanes-Torreblanca, el Hondo de Elche y la Salinas de Santa Pola (pertenecientes a la

categoría **MHUM**). De esta forma, *Cs. longiareolata* ha sido capturada en la totalidad de los parques naturales estudiados. Los **gráficos 4.1.2.4.1.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.4.1.a-b. Abundancia de *Cs. longiareolata* por parque y categoría.

Descripción sistemática larvaria: Antena corta, seda 1-A difícilmente apreciable; tegumento antenal liso; espacio entre las sedas 4-C < espacio entre las sedas 5-C; seda 5-C simple; seda 6-C simple; sifón corto ($L/1 \leq 2$) y robusto; peine sifonal ocupando de las 2/3 a las 3/4 partes de la longitud del sifón; peine sifonal únicamente con espinas.

Bioecología: Los hábitats larvarios de *Cs. longiareolata* son de tipología variada, dejando patente la elevada plasticidad bioecológica de esta especie (**imagen 4.1.2.4.1**). Es común encontrarla tanto en ambientes naturales (oquedades rocosas, charcas, márgenes fluviales, etc.) como en ambientes antrópicos (cubos, bidones de diversos materiales, abrevaderos para ganado, fuentes, etc.), si bien es cierto que muestra una marcada preferencia hacia estos últimos (Becker *et al.*, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011d).



Img. 4.1.2.4.1. Biotopos larvarios característicos de *Cs. longiareolata*, localizados en las Hoces del Cabriel (Fuente Gadea) y la Sierra Calderona (Barranc del Carraixet), ambos en la provincia de Castellón.

Igualmente variable es la composición físico-química de las aguas donde se desarrolla, habitando desde masas de aguas limpias a fuertemente contaminadas,

observándose esta situación sobre todo en ambientes domésticos y peridomésticos (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011d). Al respecto, mencionar que las capturas realizadas se produjeron tanto en aguas dulces como oligosalobres y salobres, con rangos de salinidad de entre 0,1-11,1 g/L, mostrando una considerable adaptación a este tipo de medios. Igualmente, se registraron rangos de pH comprendidos entre 4,18-13,46 puntos, constatándose su capacidad de colonizar medios hídricos tanto ácidos como alcalinos.

Fenología: *Cs. longiareolata* es una especie multivoltina, estenógama y autógena, por lo que es común su captura larvaria a lo largo de todo el año (**diagrama 4.1.2.4.1**). La literatura describe un fenómeno modulador de la temperatura sobre su ciclo biológico, mostrando un estado hibernante larvario en países templados y en forma de hembras adultas en las regiones más frías (Schaffner *et al.*, 2001). Nuestros datos ratifican la hibernación larvaria en la Comunidad Valenciana, al haberse producido capturas larvarias en aguas con una temperatura inferior a los 6,0 °C durante el mes de enero. Igualmente, se ha constatado una amplia tolerancia a temperaturas elevadas, al haberse producido capturas por encima de los 30,0 °C de temperatura durante los meses de julio y agosto.



Diagr. 4.1.2.4.1. Fenología aproximada de *Cs. longiareolata* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

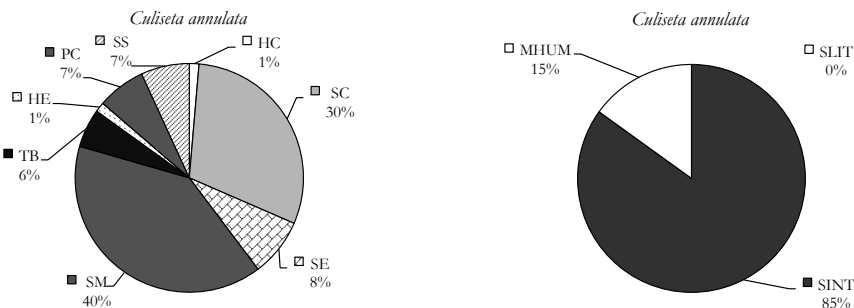
Relevancia médica: Se trata de una especie exófaga que raramente pica al ser humano; al parecer, sus preferencias tróficas son claramente de tipo ornitófilo, pudiendo transmitir a las aves diferentes tipos de *Plasmodium* spp. aviar o el virus West Nile (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010). Por estos motivos, *Cs. longiareolata* no presenta ningún tipo de relevancia médica relacionada con el ser humano.

XXIV. *Culiseta annulata* (Schrank, 1776)

- = *Cs. affinis* Stephens, 1825.
- = *Cs. annulatus* Fabricius, 1787.
- = *Cs. annulatus* Fourcroy, 1785.
- = *Cs. ferruginata* Martini, 1924.
- = *Cs. nicaensis* Leach, 1825.

Distribución: Se trata de una especie de amplia distribución paleártica y afro-tropical. Ampliamente distribuida por Europa, parece ser mucho más abundante en las regiones septentrionales que en las meridionales, donde parece ser reemplazado por *Cs. longiareolata* (Edwards, 1921).

Parques naturales valencianos: *Cs. annulata* ha sido capturada en los parques de la Tinença de Benifassà, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, la Sierra de Mariola (todos pertenecientes a la categoría **SINT**), el Prat de Cabanes-Torreblanca, el Hondo de Elche y las Salinas de Santa Pola (pertenecientes a la categoría **SLIT**), siendo éstas las primeras citas para la provincia de Alicante. Los **gráficos 4.1.2.4.2.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.4.2.a-b. Abundancia de *Cs. annulata* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Antena corta, seda 1-A difícilmente apreciable; tegumento antenal claramente epiculado; espacio entre las sedas 4-C $\leq$ espacio entre las sedas 5-C; seda 5-C ramificada (>5 ramas); seda 6-C ramificada (2-3 ramas); tamaño del sifón: $2 < L/1 \leq 4$; peine sifonal ocupando 2/3 de la longitud del sifón; las sedas exceden el número de espinas del peine.

Bioecología: *Cs. annulata* es capaz de desarrollarse en una gran variedad de ambientes, tanto permanentes como semipermanentes, naturales o antrópicos, umbríos o soleados, etc. Esta plasticidad ecológica queda secundada al analizar las características físico-químicas de sus biotopos larvarios, pudiendo tolerar elevados grados de eutrofia de las aguas así como elevadas concentraciones salinas (Marshall, 1938; López Sánchez, 1989; Schaffner *et al.*, 2001). Concretamente, sus larvas han sido capturadas bajo rangos de salinidad que oscilaban entre los 0,1-10,4 g/L, y altitudes que variaban entre los 9-1100 metros.

En el caso de biotopos de origen natural, se han evidenciado cohabitaciones larvarias con especies como *Cs. morsitans*, *Cs. subocrea* (muy similar a *Cs. annulata*, tanto a nivel morfológico como ecológico y etológico) o integrantes del género *Aedes* y *Ochlerotatus* (Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010). Por otro lado, en biotopos de origen antrópico ha sido asociada con *Cx. pipiens*. Como resultado del estudio, se han evidenciado asociaciones larvarias junto con *An. marteri*, *An. petragrani*, *Cx. hortensis*

hortensis, *Cx. impudicus*, *Cx. territans*, *Cx. laticinctus*, *Cs. longiareolata*, *Oc. caspius*, *Oc. detritus* y *Ur. unguiculata*.



Img. 4.1.2.4.2. Biotopos larvarios característicos de *Cs. annulata*, localizados en la Sierra de Espadán (*Salto de la Novia*) y las Salinas de Santa Pola.

Fenología: Se trata de una especie multivoltina que, en función de la latitud, puede completar entre 1 y 3 generaciones anuales (Becker *et al.*, 2010). Las larvas representan el estado hibernante habitual, habiéndose documentado casos de ejemplares vivos bajo capas de hielo superficiales (López Sánchez, 1989); no obstante, es posible observar también hembras hibernantes (Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010). Concretamente, se han realizado capturas de larvas en estado L4 durante los meses de enero y febrero, lo que sustenta la teoría de la hibernación larvaria en territorio valenciano. Los adultos emergen a principios de primavera, observándose un máximo de abundancia larvaria durante los meses de verano (Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010).

No obstante, los datos aportados muestran abundancias máximas durante el mes de abril, fenómeno achacado al rápido aumento de temperaturas en nuestro territorio de cara a los meses veraniegos. Al parecer, es posible hallarla activa hasta finales de otoño, dato secundado por los resultados faunísticos al haber capturado varios ejemplares larvarios a finales del mes de octubre (**diagrama 4.1.2.4.2**).



Diagr. 4.1.2.4.2. Fenología aproximada de *Cs. annulata* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

Relevancia médica: *Cs. annulata* es una especie zoofílica, que se alimenta preferentemente de aves, aunque también puede hacerlo ocasionalmente de mamíferos, incluyendo al hombre (Encinas Grandes, 1982; Becker *et al.*, 2010). Aunque destaca por sus hábitos exofílicos (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010),

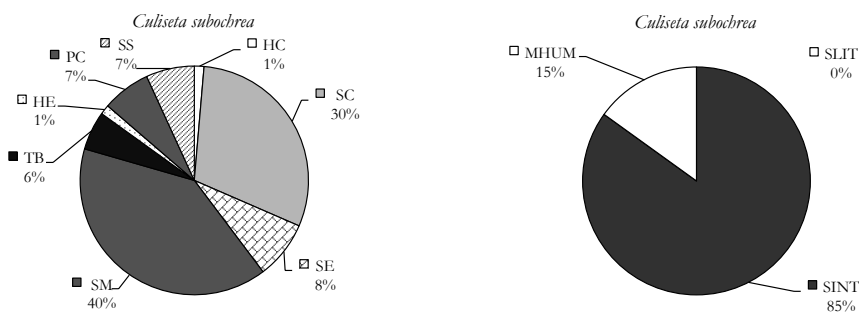
se han documentado hallazgos en el interior de viviendas (Encinas Grandes, 1982), sobre todo en aquellas ocasiones en que sus biotopos larvarios son domésticos o peridomésticos. Se trata de un vector potencial del virus Tahyna (Ribeiro *et al.*, 1988), la mixomatosis (Schaffner *et al.*, 2001) y diversos plasmodios aviáres (Gutsevich *et al.*, 1974; Schaffner *et al.*, 2001).

XXV. *Culiseta subochrea* (Edwards, 1921)

- = *C.s. affinis* Stephens, 1825.
- = *C.s. annulatus* Fabricius, 1787.
- = *C.s. annulatus* Fourcroy, 1785.
- = *C.s. ferruginata* Martini, 1924.
- = *C.s. nicaensis* Leach, 1825.

Distribución: Especie ampliamente distribuida por las regiones Paleártica, Nordafricana y Asiática (Edwards, 1921; Stone *et al.*, 1959), a pesar de no ser especialmente abundante (Becker *et al.*, 2010).

Parques naturales valencianos: *C.s. subochrea* ha sido capturada en los parques naturales de la Tinença de Benifassà, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, la Sierra de Mariola (todos pertenecientes a la categoría **SINT**), el Prat de Cabanes-Torreblanca, el Hondo de Elche y las Salinas de Santa Pola (pertenecientes a la categoría **SLIT**). Los **gráficos 4.1.2.4.3.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.4.3.a-b. Abundancia de *C.s. subochrea* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Antena corta, seda 1-A difícilmente apreciable; tegumento antenal claramente epiculado; espacio entre las sedas 4-C < espacio entre las sedas 5-C; seda 5-C ramificada (>5 ramas); seda 6-C ramificada (2-3 ramas); tamaño del sifón: $2 < L/1 \leq 4$; peine sifonal ocupando 2/3 de la longitud del sifón; las sedas exceden el número de espinas del peine.

Bioecología: Se trata de una especie cuya biología y ecología son muy similares a las descritas para *Cs. annulata*, motivo por el cual ha sido tratada ampliamente en la bibliografía como subespecie de ésta (Encinas Grandes, 1982; López Sánchez, 1989). Al igual que con la especie anterior, *Cs. subochrea* puede desarrollarse en ambientes muy variados (**imagen 4.1.2.4.3**), tanto naturales como de origen antrópico. Presenta una gran tolerancia a la salinidad, hasta el punto de haber autores que afirman que es más común en aguas salobres y oligosabres (Rioux, 1958; Mohrig, 1969; Gutsevich *et al.*, 1974).



Img. 4.1.2.4.3. Biotopos larvarios característicos de *Cs. subochrea*, localizados en el Hondo de Elche y el Prat de Cabanes-Torreblanca.

Fenología: Considerada como una especie multivoltina, las hembras adultas constituyen la fase hibernante típica (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010), si bien es cierto que se conoce la existencia de poblaciones larvarias hibernantes. Estas poblaciones larvarias, serían capaces de alcanzar el estado adulto mediante pequeños incrementos de la temperatura (incluso durante el periodo invernal), generando hembras estenógamas autogénicas (Schaffner *et al.*, 2001). Al parecer, sus periodos de abundancia y emergencia de adultos coincidirían con los de *Cs. annulata* (**diagrama 4.1.2.4.3**), otro motivo por el cual ha sido considerada subespecie de la misma durante mucho tiempo.



Diagr. 4.1.2.4.3. Fenología aproximada de *Cs. subochrea* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

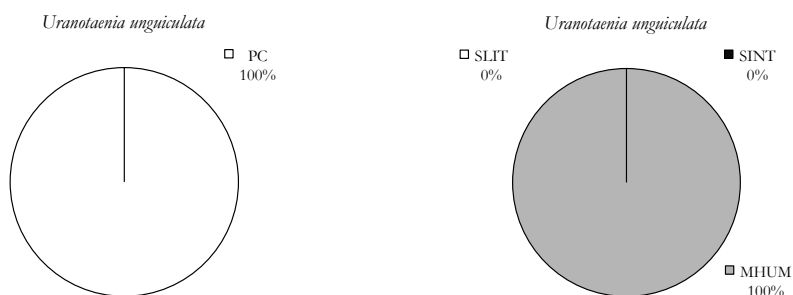
Relevancia médica: Se trata de una especie exofágica, capaz de alimentarse tanto de animales domésticos como de seres humanos, habiéndose documentados casos de este tipo ocurridos durante el día y a una distancia considerable de sus biotopos larvarios (Rioux, 1958). A pesar de estas características, se desconoce su posible papel vectorial.

4.1.2.5. Género *Uranotaenia* Dyar, 1905

XXVI. *Uranotaenia unguiculata* Edwards, 1913

Distribución: Especie paleártica ampliamente distribuida por el sur de Europa (Schaffner *et al.*, 2001), especialmente bien representada en la región Mediterránea (Becker *et al.*, 2010). Al parecer, su distribución septentrional queda restringida hasta el norte de Alemania (Becker & Kaiser, 1995).

Parques naturales valencianos: La presencia de *Ur. unguiculata* únicamente ha sido evidenciada en el Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca, perteneciente a la categoría de **MHUM**. Los **gráficos 4.1.2.5.1.a-b.** muestran la proporción de abundancias de la especie por parque natural y categoría de los mismos.



Gráf. 4.1.2.5.1.a-b. Abundancia de *Cx. territans* por parque y categoría de los mismos.

Descripción sistemática larvaria: Antena corta ($L=1/4$ de la longitud de la cápsula cefálica); sutura hipostomal ausente o poco aparente; sedas torácicas y abdominales poco aparentes; seda 4-X únicamente inserta en la rejilla; placas abdominales únicamente presentes en el segmento VIII; placa esclerotizada presente en el VIII segmento; 1 fila de espinas sobre la placa del VIII segmento abdominal; espiráculos respiratorios abiertos en el sifón; sifón con peine y con un penacho central; seda 12-I presente.

Bioecología: Se trata de la única especie del género *Uranotaenia* representada en el Viejo Mundo, a pesar de contar con una gran cantidad de especies representadas en las regiones tropicales (Becker *et al.*, 2001). Parece existir una clara discrepancia entre las características de sus biotopos larvarios a nivel europeo y a nivel del levante español. Según la bibliografía internacional, *Ur. unguiculata* es una especie típica de charcas, embalses y canales de aguas lénticas o estancadas (**imagen 4.1.2.5.1**), donde la presencia de especies botánicas como *Lemna* sp., *Scirpus* sp. y *Phragmites* sp. es común; cohabitando de forma habitual con otras especies de mosquitos como *An. atroparvus*, *An. hyrcanus*, *An. sacharovi*, *Cs. subochrea*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impudicus*, *Cx. modestus*,

Cx. pipiens, *Cx. territans* y *Cx. theileri* (Becker *et al.*, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2010c). Las larvas se desarrollan en aguas dulces, tolerando ligeros niveles de salinidad que nunca superan los 0,2 g/L (Gutsevich *et al.*, 1971; Romi *et al.*, 1997; Schaffner *et al.*, 2001; Melero Alcívar *et al.*, 2005; Becker *et al.*, 2010). No obstante, los estudios más recientes acerca de la bioecología de la especie en el levante español, revelan que su comportamiento difiere del descrito hasta la fecha (Bueno Marí *et al.*, 2010c).



Img. 4.1.2.5.1. Biotopos larvarios característicos de *Ur. unguiculata*, localizados en el Prat de Cabanes-Torreblanca, provincia de Castellón.

En territorio valenciano, esta especie habita aguas poco profundas, con abundante vegetación herbácea de carácter, generalmente, halófilo (como las del género *Salicornia* sp.) y cuyos rangos de salinidad se sitúan entre los 3,2-4,3 g/L (Bueno Marí *et al.*, 2010c). Los datos obtenidos coinciden con estas últimas observaciones, al haber hallados poblaciones larvarias en zonas de marjalería litoral, en ambientes hídricos cuya salinidad se situaba entre los 4,3-7,3 g/L; muy similares a los descritos para esta especie en la región Mediterránea Africana (Bueno Marí *et al.*, 2010c), mostrando una clara tendencia a colonizar aguas de tipo salobre.

Fenología: De nuevo, la bibliografía europea describe un modelo fenológico que contrasta con los hallazgos realizados en el levante español. Según Schaffner *et al.* (2001) y Becker *et al.* (2010), las larvas de *Ur. unguiculata* pueden ser capturadas entre los meses de mayo y principios de octubre; no obstante, los resultados faunísticos coinciden con el modelo fenológico norteafricano, al haberse producido capturas únicamente durante el mes de junio de forma exigua (**diagrama 4.1.2.5.1**), ratificando los hallazgos de Bueno Marí *et al.* (2010c) en el mismo territorio.



Diagr. 4.1.2.5.1. Fenología aproximada de *Ur. unguiculata* dilucidada a partir de las capturas obtenidas en los parques naturales estudiados.

4.2. Análisis ecológico

4.2.1. Asociaciones larvarias observadas

El fenómeno de coexistencia de varias especies en un ambiente concreto, puede interpretarse como un factor indicativo de la similitud biológica y ecológica de las mismas con respecto a sus necesidades para completar su desarrollo larvario (Almirón & Brewer, 1996; Pemola Devi & Jauhari, 2007). Este aspecto resulta especialmente interesante para la descripción de las distintas comunidades de mosquitos evidenciadas a lo largo del presente estudio, así como las relaciones tanto inter como intraespecíficas que definen a cada una de ellas.

Por otro lado, entender la relación existente entre los hábitats y los diferentes factores ambientales que regulan la dinámica poblacional de estos insectos, resulta harto interesante para el posterior establecimiento y aplicación de metodologías de control eficientes y respetuosas con el medio ambiente. Igualmente, y teniendo en cuenta todas las apreciaciones realizadas con anterioridad, es factible suponer que evidenciar la presencia de una especie en un determinado ambiente, abre la puerta hacia la predicción de qué especies y bajo qué condiciones ocuparán ese espacio en un futuro cercano. Bajo esta tesitura, se establece una potente herramienta de gestión de los biotopos larvarios de mosquitos, así como de las posibles enfermedades que sean capaces de transmitir al ser humano. A continuación, se exponen los porcentajes de asociación larvaria globales observados. Para el cálculo de su valor, se utilizó la fórmula descrita por Bueno Marí (2011).

$$AL (\%) = (A+B)/2$$

Donde:

A: % de biotopos larvarios de la especie *a* donde cohabitan las especies *a* y *b*.

B: % de biotopos larvarios de la especie *b* donde cohabitan las especies *a* y *b*.

Como medida para facilitar la lectura y análisis de los datos presentados (tabla 4.2.1.1), la denominación de las especies queda resumida tal y como se muestra a continuación: **An. atr** (*An. atroparvus*), **An. clav** (*An. claviger*), **An. mac** (*An. maculipennis* s.s.), **An. mar** (*An. marteri*), **An. petr** (*An. petragani*), **Ae. vex** (*Ae. vexans*), **Ae. vitt** (*Ae. vittatus*), **Cx. hort** (*Cx. hortensis hortensis*), **Cx. imp/terr** (complejo *Cx. impudicus*/*Cx. territans*), **Cx. lat** (*Cx. latincinctus*), **Cx. mim** (*Cx. mimeticus*), **Cx. mod** (*Cx. modestus*), **Cx. pip** (*Cx. pipiens*), **Cx. terr** (*Cx. territans*), **Cx. thei** (*Cx. theileri*), **Cs. ann/sub** (complejo *Cs. annulata*/*Cs. subochrea*), **Cs. long** (*Cs. longiareolata*), **Oc. ber** (*Oc. berlandi*), **Oc. cas** (*Oc. caspius*), **Oc. det** (*Oc. detritus*), **Oc. ech** (*Oc. echinus*), **Oc. gen** (*Oc. geniculatus*), **Oc. gil** (*oc. gilcolladoi*), **Oc. pul** (*Oc. pulcritarsis*) y **Ur. ung** (*Ur. unguiculata*).

%	An.atr	An.clav	An.mac	An.mar	An.petr	Ae.rex	Ae.vitt	Cx.bort	Cx.imp/terr	Cx.lat	Cx.min	Cx.mod	Cx.pip	Cx.terr	Cs.long	Cs.ann/sub	Cs.long	Oc.ber	Oc.cas	Oc.det	Oc.ech	Oc.gen	Oc.gil	Oc.pul	Ur.ung
An.atr	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
An.clav	10,80	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
An.mac	20,83	8,71	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
An.mar	20,83	12,88	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
An.petr	0,00	9,66	0,00	17,24	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ae.rex	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Ae.vitt	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.bort	0,00	4,98	9,20	0,00	18,01	34,18	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.imp/terr	6,70	5,00	9,23	17,57	16,20	0,00	0,00	12,39	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.lat	0,00	0,00	0,00	0,00	1,52	0,00	47,08	13,66	0,93	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.min	6,94	0,00	4,86	9,03	12,74	0,00	0,00	28,34	29,77	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.mod	0,00	0,00	0,00	0,00	6,54	0,00	0,00	6,68	0,00	6,73	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.pip	19,37	14,26	13,12	25,62	9,37	0,00	19,37	29,81	13,82	24,61	16,23	25,83	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cx.terr	14,67	0,00	10,51	18,84	23,34	0,00	0,00	1,52	-	0,00	23,16	0,00	12,94	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cs.thai	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	25,45	0,00	0,00	0,00	50,41	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cs.ann/sub	0,00	0,00	0,00	11,46	10,23	0,00	0,00	10,68	14,30	3,60	0,00	0,00	29,99	8,42	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Cs.long	6,46	0,00	0,00	0,00	0,00	6,48	0,00	38,78	42,79	3,32	57,18	4,54	12,93	36,14	2,60	25,21	100,0	-	-	-	-	-	-	-	-
Oc.ber	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-	-
Oc.cas	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	8,39	0,00	0,00	4,60	0,00	0,00	100,0	-	-	-	-	-	-
Oc.det	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	4,76	0,00	0,00	10,60	7,77	0,00	61,96	100,0	-	-	-	-	-
Oc.ech	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	100,0	-	-	-	-	-
Oc.gen	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	51,43	100,0	-	-	-
Oc.gil	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	68,57	20,00	100,0	-	-
Oc.pul	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	64,29	70,00	0,00	100,0	-
Ur.ung	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	55,18	0,00	0,00	28,13	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	100,0

Tab. 4.2.1.1. Porcentajes de cohabitación larvaria observados entre las diferentes especies capturadas.

Leyenda: An.atr (*An. atroparvus*), An.clav (*An. claviger*), An.mac (*An. maculipennis* s.s.), An.mar (*An. marter*), An.petr (*An. petruenae*), Ae.vex (*Ae. vexans*), Ae.vitt (*Ae. vittatus*), Cx.bort (*Cx. bortensis bortensis*), Cx.imp/terr (complejo *Cx. impudicus*/ *Cx. territus*), Cx.lat (*Cx. latianctus*), Cx.min (*Cx. minimeus*), Cx.mod (*Cx. modestus*), Cx.pip (*Cx. pipiens*), Cx.terr (*Cx. territus*), Cx.thai (*Cx. thaleri*), Cs.ann/sub (complejo *Cs. annulata*/ *Cs. subochrea*), Cs.long (*Cs. longiareolata*), Oc.ber (*Oc. borlandi*), Oc.cas (*Oc. caspius*), Oc.det (*Oc. detritus*), Oc.ech (*Oc. echinus*), Oc.gen (*Oc. geniculatus*), Oc.gil (*oc. gilcolladoi*), Oc.pul (*Oc. pulicaris*) y Ur.ung (*Ur. unguiculata*).

Del análisis de los datos presentados pueden extraerse diversas observaciones para su discusión. En primer lugar, destacar que todas las especies de mosquito capturadas presentaron alguna asociación interespecífica durante el periodo de estudio, poniendo de manifiesto la existencia de similitudes ecológicas y biológicas entre las especies de mosquitos estudiadas. Analizando la situación desde un punto de vista absoluto, el orden de mayor a menor número de asociaciones interespecíficas observadas es el que sigue:

Cx. pipiens (18)>*Cs. longiareolata* (13)>*Cx. hortensis* (12)>*Cx. impudicus/territanus* (12)>*An. petragani* (11)>*Cs. annulata/subochrea* (11)>*Cx. mimeticus* (9)>*An. atroparvus* (8)>*An. marteri* (8)>*Cx. laticinctus* (8)>*An. claviger* (7)>*An. maculipennis s.s.* (7)>*Cx. modestus* (5)>*Oc. berlandi* (4)>*Oc. detritus* (4)>*Oc. echinus* (4)>*Oc. geniculatus* (4)>*Ae. vittatus* (3)>*Cx. theileri* (3)>*Oc. caspius* (3)>*Oc. gilcolladoi* (3)>*Oc. pulcritarsis* (3)>*Ur. unguiculata* (2)>*Ae. vexans* (1)

Los mosquitos estrictamente arborícolas, debido a la naturaleza concreta de sus biotopos larvarios (dendrotelmas), mostraron altos porcentajes de asociación, ascendiendo el mayor de ellos al 70,00%, valor observado entre *Oc. geniculatus* y *Oc. pulcritarsis*. En general, los componentes del género *Anopheles* presentaron porcentajes de cohabitación significativos entre ellos, destacando los de *An. atroparvus* junto con *An. maculipennis* (ambos componentes del complejo *maculipennis*) y *An. marteri* (20,83% en ambos casos); o el de *An. marteri* y *An. petragani* (17,24%).

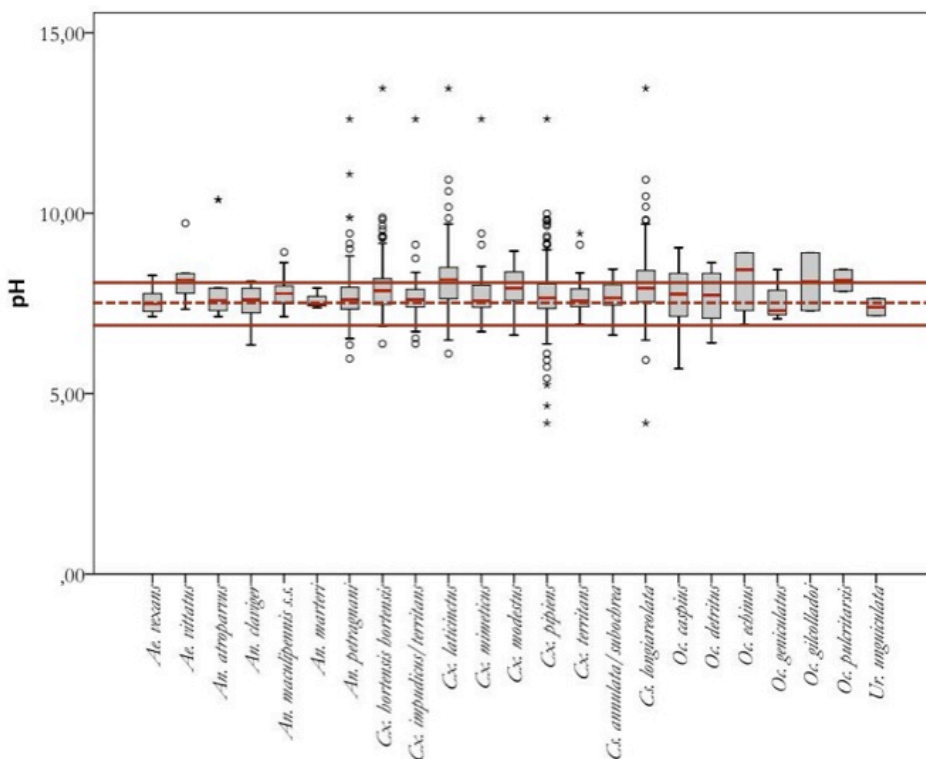
las especies que presentaron una mayor tasa de cohabitancia fueron aquéllas cuya plasticidad ecológica ha sido remarcada a lo largo del presente estudio; nos estamos refiriendo a *Cx. pipiens* y *Cs. longiareolata* (con 18 y 13 asociaciones interespecíficas respectivamente). Ambas especies, recopilaron valores situados entre los mayores porcentajes de asociación observados (excluyendo a las especies halófilas y limnodendrófilas). En el caso de *Cx. pipiens*, junto con *Ur. unguiculata* (55,18%), *Cx. theileri* (50,41%), *Cs. longiareolata* (36,14%) o *Cs. annulata/subochrea* (29,99%); todas ellas especies con unos requerimientos ecológicos muy distintos, lo que pone de manifiesto el motivo de la ubicuidad *Cx. pipiens*. En el caso de *Cs. longiareolata*, junto con *Cx. laticinctus* (57,18%), especie típica de biotopos antrópicos como bidones o grandes contenedores, *Cx. hortensis* (42,79%), *Ae. vittatus* (38,78%) o *Cx. pipiens* (36,14%).

Por último, mencionar que el menor número de asociaciones interespecíficas observadas, se produjo para las especies típicamente halófilas (*Oc. caspius*, *Oc. detritus* y *Ur. unguiculata*) y aquellas especies fuertemente dependientes del patrón climatológico (*Ae. vexans*). No obstante, las especies halófilas presentaron valores de cohabitancia significativamente elevados entre ellas, como es el caso de *Oc. caspius* y *Oc. detritus*

(61,96%), al haberse producido su captura únicamente en zonas costeras de marjalería, fuertemente influenciadas por la proximidad al mar.

4.2.2. Análisis de las variables cuantitativas

Con el objetivo de caracterizar minuciosamente las especies de mosquitos evidenciadas, se construyeron diagramas de cajas acerca de la variación y los rangos de tolerancia a las variables físico-químicas analizadas (**diagramas 4.2.2.1-6**). Debido al reducido número de capturas obtenido para las especies *Cx. theileri* y *Oc. berlandi*, éstas han sido excluidas del análisis. A continuación, se muestran los diagramas de caja generados mediante el paquete estadístico *SPSS ver. 19.0*:



Diagr. 4.2.2.1. Rangos de pH evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos.

----- Rango correspondiente a la neutralidad de las aguas ($\text{pH} = 7 \pm 0,5$).

Atendiendo a los diagramas anexos, puede observarse que el grueso de las capturas realizadas en los parques naturales se correspondieron con aguas de pH principalmente neutro (**diagrama 4.2.2.1**), localizándose la media en torno a 7,84 puntos de pH, con una ligera tendencia hacia la alcalinidad de las mismas. No obstante, un análisis minucioso permite discriminar una serie de patrones que merecen ser comentados. Entre los anofelinos, *An. atroparvus*, *An. maculipennis* s.s. y *An.*

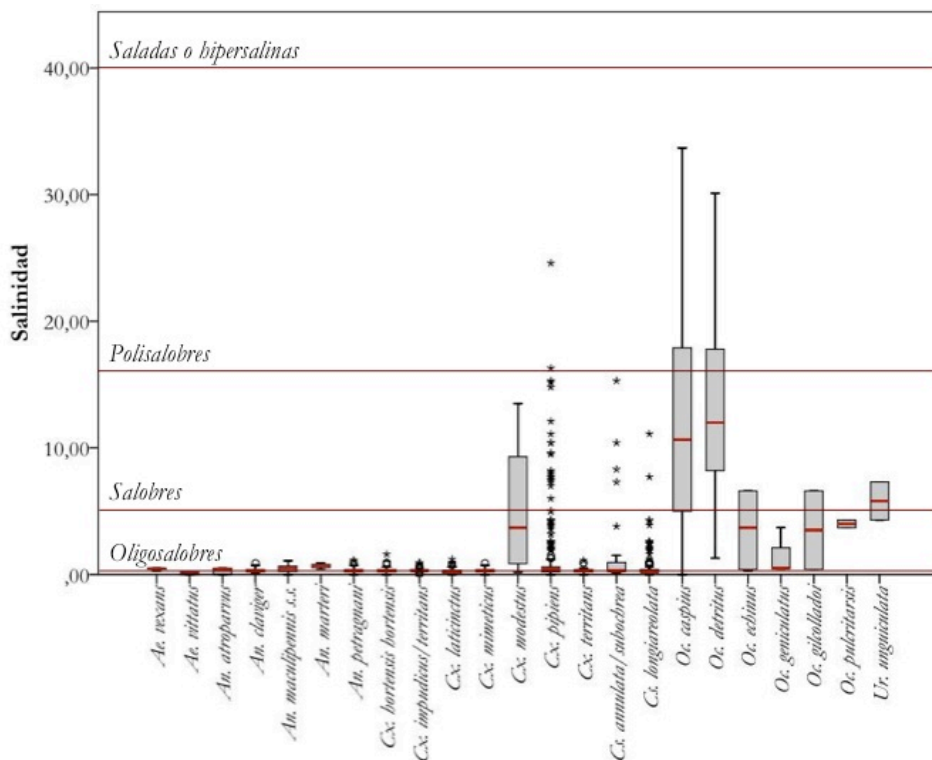
petraghani presentaron capturas en ambientes tendentes a la basicidad, observándose valores extremos bien representados en el diagrama (10,38; 8,92 y 12,61 puntos máximos de pH respectivamente), mientras que esta misma tendencia también fue observada en el caso de mosquitos culicinos como *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impudicus/territans*, *Cx. laticinctus* y *Cx. mimeticus* (13,46; 12,61; 13,46 y 12,61 puntos máximos de pH respectivamente).

En el extremo opuesto, registrando capturas en ambientes tendentes a la acidez, destacan anofelinos como *An. claviger* y *An. petraghani* (6,36 y 5,97 puntos mínimos de pH respectivamente), mientras que entre los culicinos destacan, de nuevo, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impudicus/territans* y *Cx. laticinctus* (6,38; 6,38 y 6,11 puntos mínimos de pH respectivamente), lo que arroja luz acerca de la tolerancia de estas especies frente a pequeñas variaciones del pH. Otras especies que merecen especial mención son *Cx. pipiens* y *Cs. longiareolata*, ambas caracterizadas por una amplia tolerancia al pH de las aguas donde anidan, al presentar valores extremos tendentes tanto a la acidez (4,18 puntos mínimos de pH para ambas especies) como a la basicidad (12,61 y 13,46 puntos máximos de pH respectivamente) en las aguas de sus biotopos larvarios; lo que no hace sino poner de manifiesto su elevada plasticidad bioecológica.

El **diagrama 4.2.2.2** pone de manifiesto que la gran mayoría de las especies capturadas, únicamente han sido evidenciadas desarrollándose en aguas *dulces* u *oligosalobres* (valor medio de salinidad localizado en 1,25‰), definiendo la salinidad como uno de los posibles factores limitantes del desarrollo de los mosquitos a nivel físico-químico. Al respecto, mencionar que únicamente 4 de las 26 especies detectadas (*Cx. modestus*, *Oc. caspius*, *Oc. detritus* y *Ur. unguiculata*), quedaron catalogadas como potencialmente halófilas (13,5‰, 33,7‰, 30,1‰ y 7,3‰ de valor máximo registrado respectivamente).

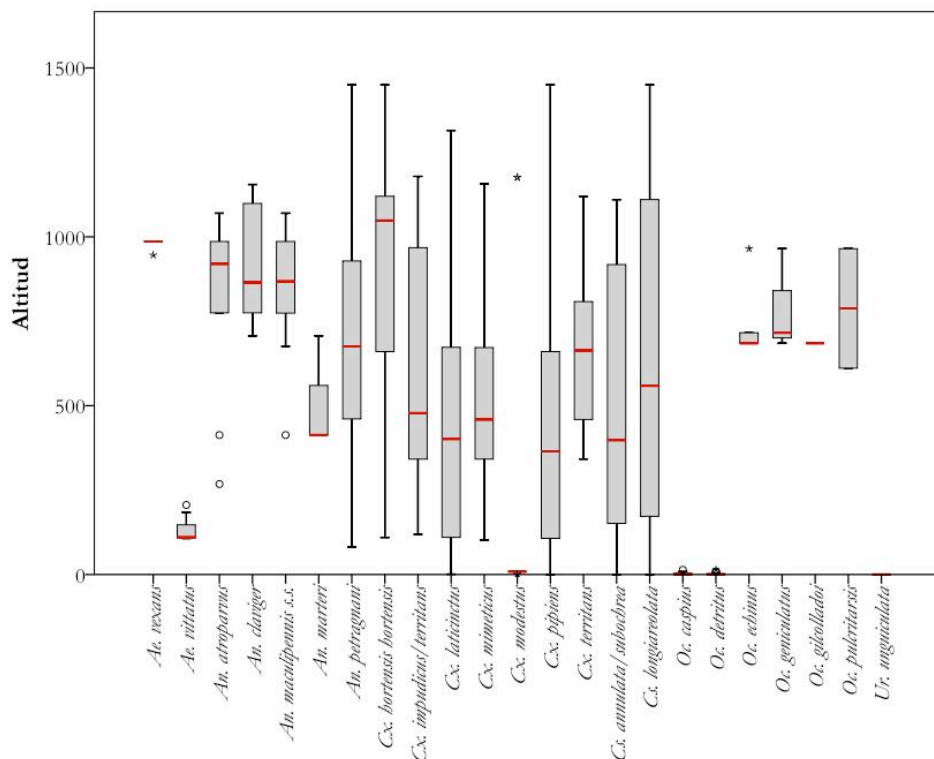
En el caso de *Cx. modestus*, mencionar que este comportamiento parece ser consecuencia de un mecanismo de adaptación mediante el cual sería capaz de desarrollarse, bajo determinadas condiciones, en aguas de tipo salobre, a pesar de que la media de las capturas indica una clara preferencia hacia el componente oligosalobre (promedio registrado en 5,11‰). Con respecto a *Oc. caspius* y *Oc. detritus*, pueden ser descritas como las únicas especies típicamente halófilas capturadas en los parques naturales (valores promedio de salinidad de captura localizados en 13,1‰ y 14,5‰ respectivamente), predominando en ambientes salobres, pero con capacidad para anidar en aguas polisalobres en caso de ser necesario. Destacar igualmente el caso de *Ur. unguiculata*, que a pesar de presentar una tendencia halófila más discreta puede ser descrita, al igual que las especies anteriores, como una especie característica del componente salobre de las aguas valencianas (valor promedio de salinidad localizado

en 5,8‰). Por último, mencionar de nuevo el caso excepcional de *Cx. pipiens*, el cual fue capturado en un amplio rango de salinidades, llegando incluso a evidenciarse su presencia en aguas de tipo polisalobre (valores medios y máximo de salinidad localizados en 1,5‰ y 24,6‰ respectivamente).



Diagr. 4.2.2.2. Rangos de salinidad (‰) evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos. Rangos correspondientes a la catalogación de las aguas en función de la salinidad (consultar apartado 3.3.1).

Con respecto a la variabilidad altitudinal observada (**diagrama 4.2.2.3**), la mayoría de las especies detectadas fueron capaces de desarrollarse dentro de un rango amplio, a pesar de que puede evidenciarse la existencia de especies claramente orofílicas en la Comunidad Valenciana y en la Península Ibérica (Bueno Marí *et al.*, 2009). En el caso valenciano, destacan especies como *Ae. vexans*, *An. claviger*, *An. maculipennis s.s.* y *Cx. hortensis hortensis*, cuya altitud media de captura se situó siempre por encima de los 800 m (valores promedios de captura localizados en 979,3 m; 920,8 m; 845,2 m y 920,1 m respectivamente), corroborando su tendencia orofílica. Otras especies como *Ae. vittatus*, *Cx. modestus*, *Oc. caspius*, *Oc. detritus* o *Ur. unguiculata*, destacaron por el efecto contrario, al haberse capturado siempre en altitudes próximas al nivel del mar, con una media de captura inferior a los 150 m.



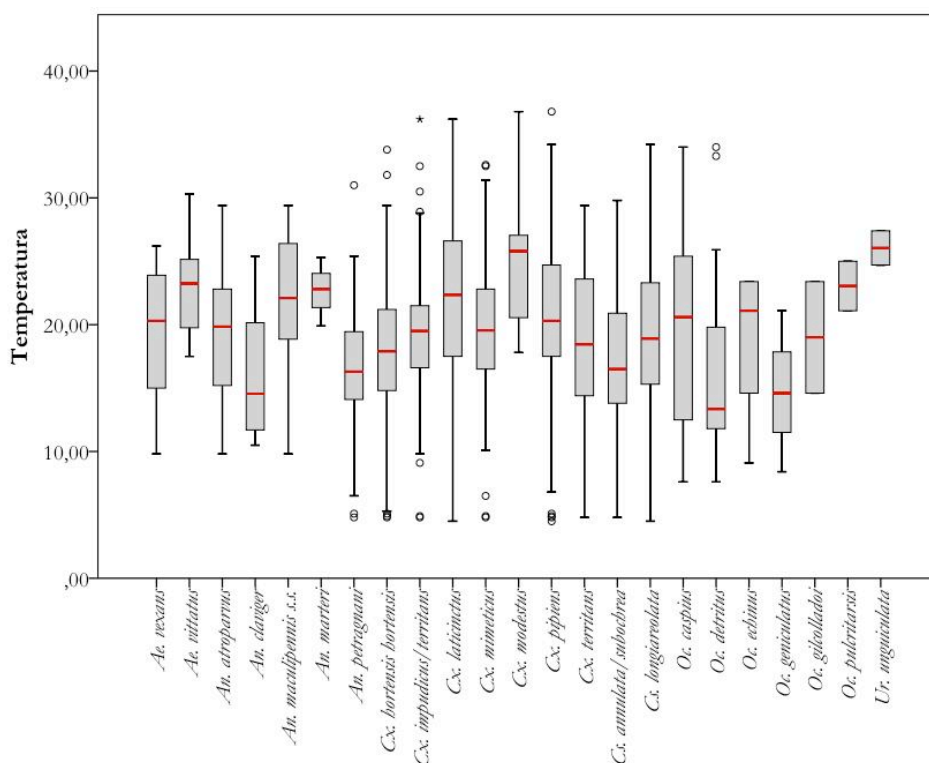
Diagr. 4.2.2.3. Rangos de altitud (m) evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos.

Un caso concreto que merece ser comentado es el de las especies arborícolas, cuya tendencia orofílica, si bien más moderada que en otros casos, es plausible sobre todo debido a la tipología de sus biotopos larvarios (dendrotelmas arbóreas), ubicados generalmente en grandes extensiones boscosas y, por tanto, en serranías localizadas a mayor altitud, habiéndose evidenciado una altitud promedio, en este caso, localizada en torno a los 748,7 m. De nuevo es remarcable el amplio abanico de posibilidades exhibido por algunas especies como *An. petragrani*, *Cx. impudicus/terrificus*, *Cx. laticinctus*, *Cx. pipiens*, *Cs. annulata/subochrea* o *Cs. longiareolata*, que hacen gala de una notable capacidad de adaptación a ambientes costeros y de alta montaña (valores medios de captura en altitud localizados en 689,1 m, 603,5 m, 475,5 m, 413,8 m, 519,1 m y 627,9 m respectivamente).

Relacionado estrechamente con el patrón orofílico exhibido por las especies de mosquitos estudiadas, se halla la temperatura de las aguas en las que las larvas de estos insectos son capaces de desarrollarse. En general, los dípteros culícidos prefieren aguas templadas (**diagrama 4.2.2.4**), situándose la temperatura media de captura en torno a los 20,6 °C, si bien es cierto que la gran mayoría de especies son capaces de

tolerar un rango más o menos amplio para cubrir su desarrollo larvario. Algunos casos extremos observados, hacen referencia a aquellas especies cuya fase larvaria representa la forma hibernante, motivo por el cual fueron capturadas en aguas frías o muy frías. Los casos más ilustrativos de resistencia frente a bajas temperaturas, son los de *An. petragrani*, *Cx. bortensis bortensis*, *Cx. impudicus/territans* o *Cx. pipiens*, con valores mínimos de temperatura de 4,8 °C para los tres primeros casos y de 4,5 °C para el caso de *Cx. pipiens*.

Por otro lado, puede observarse la existencia de especies que exhiben una amplia tolerancia a bajas temperaturas, sin necesidad de considerarse valores extremos o límites en estos casos. Los ejemplos más claros de estos casos son *Cx. laticinctus* (4,5 °C de mínima), *Cx. territans* (4,8 °C de mínima), *Cs. annulata* (4,8 °C de mínima) y *Cs. longiareolata* (4,5 °C de mínima).

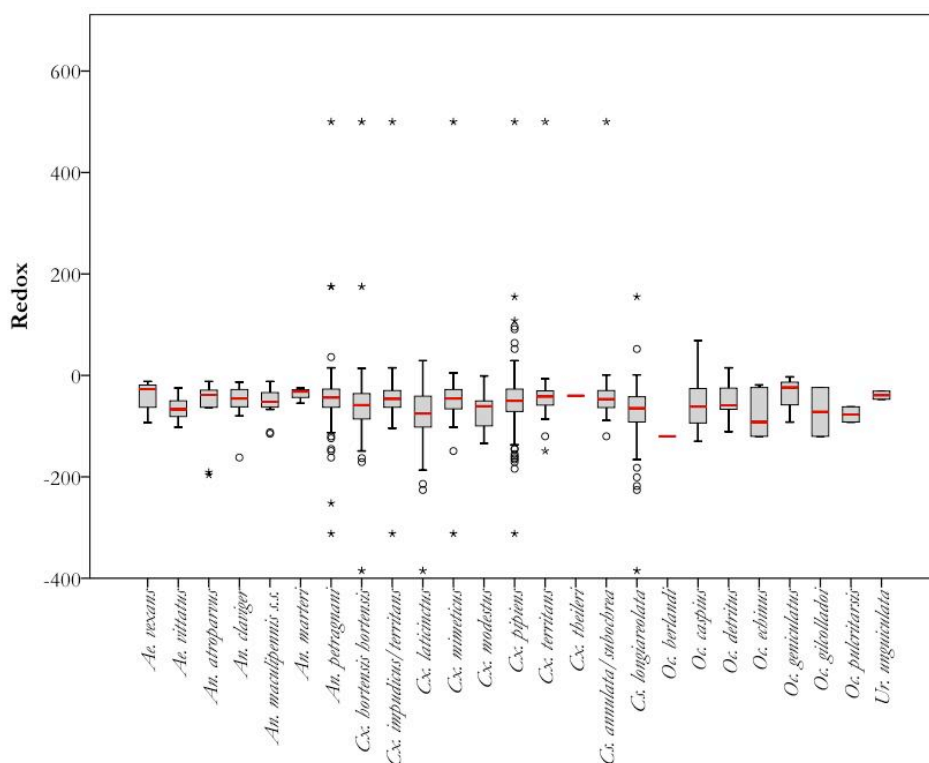


Diagr. 4.2.2.4. Rangos de temperatura (°C) evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos.

Igualmente, puede observarse una amplia tolerancia de diversas especies de mosquitos a elevadas temperaturas, quedando establecidos los valores extremos máximos observados para *An. petragrani* (31,0 °C de máxima), *Cx. bortensis bortensis* (33,8 °C de máxima), *Cx. impudicus/territans* (36,2 °C de máxima), *Cx. pipiens* (36,8 °C

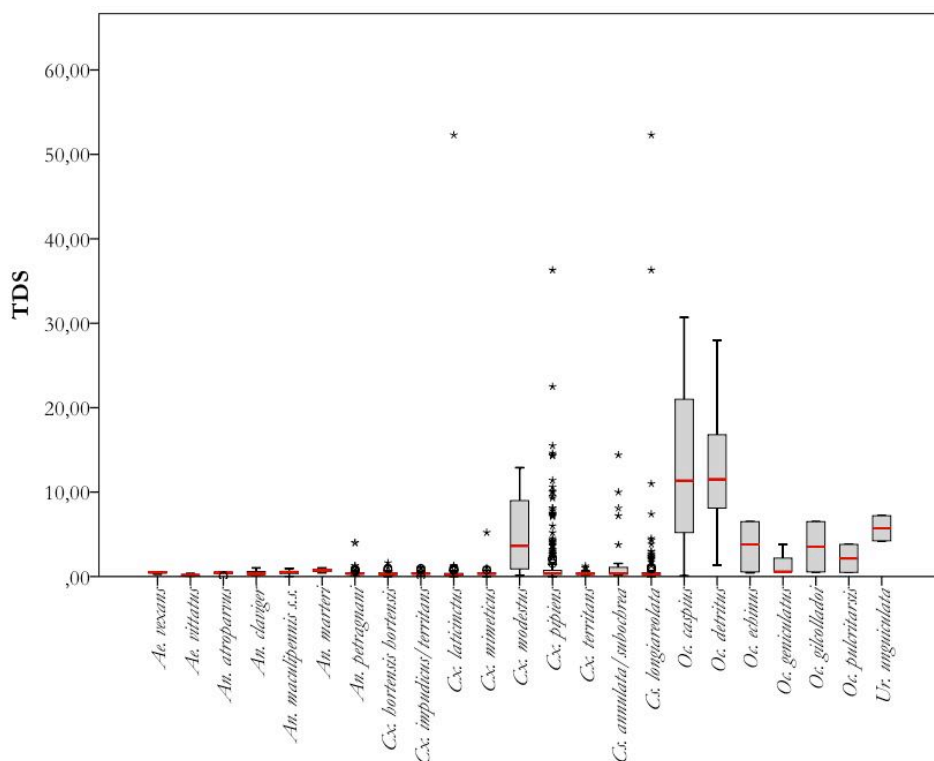
de máxima) y *Oc. detritus* (34,8 °C de máxima). Al igual que ocurría con el caso de las temperaturas mínimas, puede observarse la presencia de especies con una amplia tolerancia a temperaturas elevadas, siendo el caso de *Cx. laticinctus* (36,2 °C), *Cx. modestus* (36,8 °C), *Cs. longiareolata* (34,2 °C) y *Oc. caspius* (34,0 °C).

Con respecto al análisis de variación del potencial redox (**diagrama 4.2.2.5**), mencionar que el promedio de capturas se situó en torno a los -59,1 mV, no registrándose una tendencia específica para ninguna de las especies estudiadas. No obstante, sí fue evidente la capacidad de adaptación de determinadas especies altamente plásticas en términos bioecológicos, como es el caso de *An. petragani*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impudicus/terratus*, *Cx. mimeticus*, *Cx. pipiens*, *Cx. terratus* o *Cs. longiareolata*, que exhibieron rangos de tolerancia comprendidos entre -385 y 500 mV, mostrando una media de -54,9 mV.



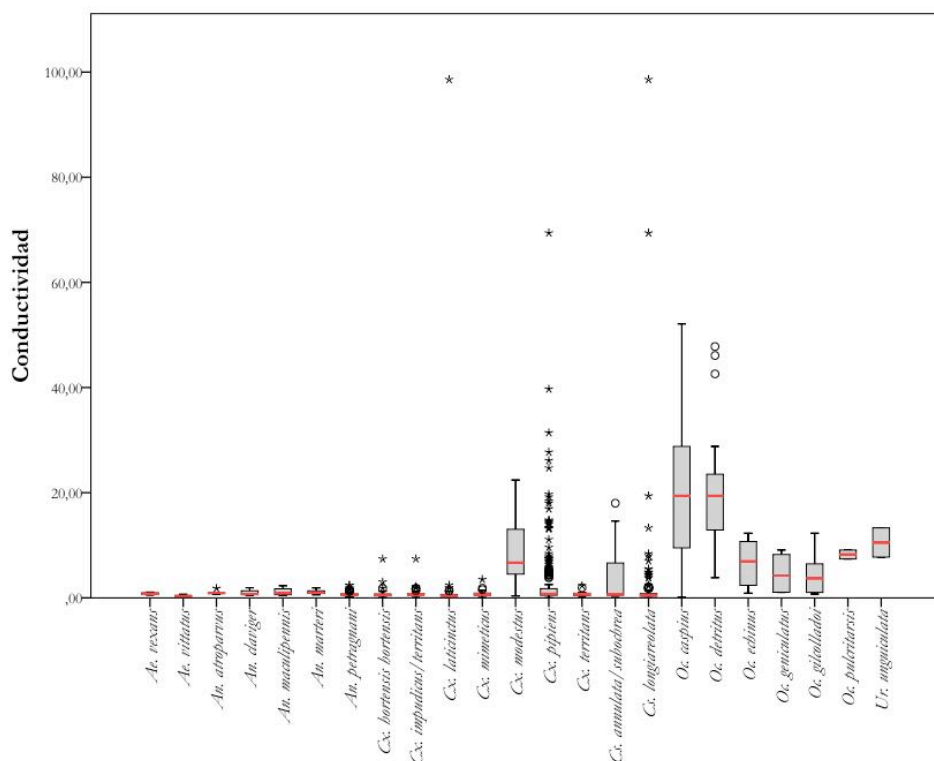
Diagr. 4.2.2.5. Rangos de potencial redox (mV) evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos.

Por último, el análisis de la conductividad (mS/cm) y de los solutos en disolución o TDS (g/L), arrojó resultados muy similares en ambos casos, hecho debido a la relación fisico-química natural entre ambos (**diagramas 4.2.2.6-7**), habiéndose constatado valores medios de captura de 3,11 mS/cm y 2,01 g/L.



Diagr. 4.2.2.6. Rangos de solutos en disolución (g/L) evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos.

En general, puede apreciarse una clara preferencia de los culícidos hacia aguas limpias y de escasa carga en materia orgánica, sobre todo en cuanto a los representantes de la subfamilia Anophelinae se refiere (promedio de 0,43 g/L). Otras especies típicas de las serranías de interior y áreas montañosas, como *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impudicus/terrillans*, *Cx. laticinctus*, *Cx. mimeticus* o *Cx. terrillans* también presentaron estas preferencias (valores promedio de 0,32 g/L, 0,39 g/L, 0,73 g/L, 0,42 y 0,38 g/L respectivamente). La excepción a esta tendencia quedó patente en el caso de las especies halófilas y limnodendrófilas, que presentaron una clara preferencia hacia aguas con una elevada carga en materia orgánica (promedio de 11,37 g/L y 3,08 g/L respectivamente), lo que se traduce, por tanto, en una elevada conductividad (promedio de 19,76 mS/cm y 6,58 mS/cm respectivamente). De nuevo y como viene siendo habitual, especies como *Cx. pipiens* (rangos comprendidos entre 0,02-422,0 g/L y 0,02-69,4 mS/cm) y *Cx. longiareolata* (rangos comprendidos entre 0,02-434,0 g/L y 0,02-69,4 mS/cm) exhibieron un elevado componente plástico en la tolerancia hacia ambos parámetros, sumándose en este caso al grupo *Cx. annulata/subochrea* como especie altamente plástica (rangos comprendidos entre 0,17-14,40 g/L y 0,33-25,9 mS/cm).



Diagr. 4.2.2.7. Rangos de conductividad (mS/cm) evidenciados a partir de la captura de ejemplares larvarios en los parques naturales estudiados. Quedan representadas la media y los valores extremos.

El uso de análisis de *correlación*, está justificado cuando queremos estudiar el grado de variación conjunta existente entre dos o más variables. Existen diferentes técnicas que permiten llevar a cabo este tipo de análisis en función de la naturaleza de nuestros datos. El *coeficiente de correlación de Spearman* (r_s), es una medida de asociación lineal que utiliza los rangos, de cada grupo de variables y compara dichos rangos. Su uso es recomendable cuando los datos presentan valores extremos, ya que dichos valores afectan mucho al *coeficiente de correlación de Pearson*, o ante distribuciones no normales (Santander Montes & Ruiz Vaqueros, 2004). El coeficiente r_s toma valores comprendidos entre -1 y 1, indicando los valores próximos a -1 una fuerte correlación negativa y los próximos a 1 una fuerte correlación positiva (Martínez Ortega *et al.*, 2009).

La **tabla 4.2.2.1** muestra los coeficientes de correlación de Spearman (r_s) obtenidos entre las variables fisicoquímicas (pH [H^+], conductividad [mS/cm], potencial redox [mV], salinidad [‰], temperatura [$^{\circ}C$] y TDS o total de solutos en disolución [g/L]) y la altitud, con la abundancia de las especies detectadas en el conjunto global de los parques estudiados, calculados mediante el empleo del paquete

estadístico *SPSS ver. 19.0* (correlaciones bivariantes). Los resultados mostraron correlaciones significativas tanto positivas como negativas, sin embargo, debemos tener en cuenta que toda correlación evidenciada en el ámbito de estudio de la ecología de los mosquitos, debe ser interpretada con cautela, debido a que no es posible garantizar una auténtica relación causa-efecto (Martínez Ortega *et al.*, 2009).

	Alt.	pH	Cond.	Redox	Sal	T ^a	TDS
<i>Ae. vexans</i>	-0,676	0,059	0,099	0,079	0,042	0,493	0,099
<i>Ae. vittatus</i>	0,407	0,485	-0,422	-0,193	-0,669	-0,386	-0,398
<i>An. atroparvus</i>	-0,522	0,540	0,245	-0,446	-0,304	0,260	-0,238
<i>An. claviger</i>	-0,494	-0,039	0,585*	0,339	0,576*	0,690**	0,468
<i>An. maculipennis s.s.</i>	-0,330	0,182	0,179	-0,093	0,087	0,048	0,131
<i>An. marteri</i>	-0,123	0,265	-0,883*	-0,176	-0,875*	0,632	-0,088
<i>An. petragani</i>	-0,081	0,056	-0,018	0,009	-0,020	0,166*	-0,086
<i>Cx. hortensis hortensis</i>	0,072	0,002	-0,167*	-0,030	-0,211**	0,312**	-0,204**
<i>Cx. impudicus/teritans</i>	-0,251**	-0,079	-0,058	0,069	-0,047	0,340**	-0,003
<i>Cx. laticinctus</i>	-0,319**	0,055	-0,185*	-0,076	-0,156	0,466**	-0,172
<i>Cx. mimeticus</i>	-0,257*	0,012	-0,032	0,041	-0,011	0,534**	-0,019
<i>Cx. modestus</i>	0,030	-0,067	0,260	-0,107	0,262	-0,181	0,260
<i>Cx. pipiens</i>	-0,194**	0,037	0,106	-0,031	0,109	0,259**	0,096
<i>Cx. territans</i>	0,089	0,095	-0,117	0,009	-0,087	0,468**	-0,118
<i>Cx. theileri^a</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Cs. annulata/subochrea</i>	-0,053	0,226	-0,199	-0,077	-0,18	-0,135	-0,149
<i>Cs. longiareolata</i>	0,001	0,134	-0,124	-0,139*	-0,152*	0,303**	-0,153*
<i>Oc. berlandi^a</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Oc. caspius</i>	0,261	-0,079	0,044	0,118	0,037	-0,175	0,029
<i>Oc. detritus</i>	0,117	0,043	0,111	-0,079	0,094	-0,333	0,127
<i>Oc. echinus^a</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Oc. geniculatus^a</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Oc. gilcolladoi^a</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Oc. pulcritarsis^a</i>	-	-	-	-	-	-	-
<i>Ur. unguiculata^a</i>	-	-	-	-	-	-	-

Tab. 4.2.2.1. Coeficientes de correlación de Spearman (r_s): fisicoquímica-abundancia.

*Correlación significativa: $p < 0,05$; ** Correlación significativa: $p < 0,01$.

^aTest de correlación no aplicado debido a la baja abundancia larvaria evidenciada.

La **altitud** se correlacionó significativa y negativamente con *Cx. impudicus/territans* ($r_s = -0,251$; $p < 0,01$), *Cx. laticinctus* ($r_s = -0,319$; $p < 0,01$), *Cx. mimeticus* ($r_s = -0,257$; $p < 0,05$) y *Cx. pipiens* ($r_s = -0,194$; $p < 0,01$). A pesar de no haber mostrado significatividad estadística, algunas especies mostraron una tendencia positiva de la abundancia larvaria con la altitud, habiendo sido descritas en la literatura como

culicidos de tendencia orofílica (Bueno Marí *et al.*, 2009), hallándose biotopos larvarios de los mismos en altitudes superiores a los 1300 m en el caso de *Cs. longiareolata* y a los 1700 m en el caso de *Cx. hortensis hortensis*. Entre los casos de tendencia opuesta, destacar a *Cx. pipiens* ($r_s=-0,194$; $p<0,01$), cuyas capturas se produjeron con mayor asiduidad en bajas altitudes, llegando a ser la especie dominante en algunas zonas de marjalería como es el caso del Prat de Cabanes-Torreblanca y las Salinas de Santa Pola. Es importante destacar que, a pesar de haber sido descrita como especie de hábitos orofílicos (Bueno Marí *et al.*, 2009), *Cx. mimeticus* registró una mayor abundancia larvaria en biotopos situados entre los 400-480 m de altitud, lo que sugiere una tendencia orofílica moderada (Ribeiro *et al.*, 1988) para las poblaciones larvarias valencianas. No se observaron correlaciones significativas de ningún tipo para la variable **pH**.

Con respecto a la **conductividad**, únicamente se observó correlación significativa y positiva con la abundancia larvaria de *An. claviger* ($r_s=0,585$; $p<0,05$), mientras que se correlacionó significativa y negativamente con la abundancia larvaria de *An. marteri* ($r_s=-0,883$; $p<0,05$), *Cx. hortensis hortensis* ($r_s=-0,167$; $p<0,05$) y *Cx. laticinctus* ($r_s=-0,185$; $p<0,05$). En el caso del **potencial redox**, únicamente se observó correlación significativa y negativa en el caso de *Cs. longiareolata* ($r_s=-0,139$; $p<0,05$).

El análisis de la **salinidad**, reveló correlación significativa positiva para *An. claviger* ($r_s=0,576$; $p<0,05$); mientras que *An. marteri* ($r_s=-0,875$; $p<0,05$), *Cx. hortensis hortensis* ($r_s=-0,211$; $p<0,01$) y *Cs. longiareolata* ($r_s=-0,152$; $p<0,05$), registraron una correlación significativa negativa, acorde con la bioecología descrita en la literatura referente a estas especies (Schaffner *et al.*, 2001; Bueno Marí *et al.*, 2009; Becker *et al.*, 2010; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010b). La **temperatura** únicamente registró correlaciones positivas significativas con la abundancia de mosquitos, en los casos referentes a *An. claviger* ($r_s=0,690$; $p<0,01$), *An. petragrani* ($r_s=0,166$; $p<0,05$), *Cx. hortensis hortensis* ($r_s=0,312$; $p<0,01$), *Cx. impudicus/terrificans* ($r_s=0,340$; $p<0,01$) *Cx. laticinctus* ($r_s=0,466$; $p<0,01$), *Cx. mimeticus* ($r_s=0,534$; $p<0,01$), *Cx. pipiens* ($r_s=0,259$; $p<0,01$), *Cx. terrificans* ($r_s=0,468$; $p<0,01$) y *Cs. longiareolata* ($r_s=0,303$; $p<0,01$). Por último, el **TDS**, al contrario que la temperatura, únicamente se correlacionó significativa y negativamente con la abundancia de mosquitos, en los casos de *Cx. hortensis hortensis* ($r_s=-0,204$; $p<0,01$) y *Cs. longiareolata* ($r_s=-0,153$; $p<0,05$).

4.2.3. Análisis de variables cualitativas: biotopos larvarios

Uno de los objetivos planteados para la presente tesis doctoral, fue analizar la relación existente entre las abundancias larvarias evidenciadas y la tipología de los biotopos muestreados. Para llevar a cabo dicho análisis, se recurrió al empleo del *Análisis de Correspondencias* (AC) mediante el paquete estadístico SPSS *ver.* 19.0, una

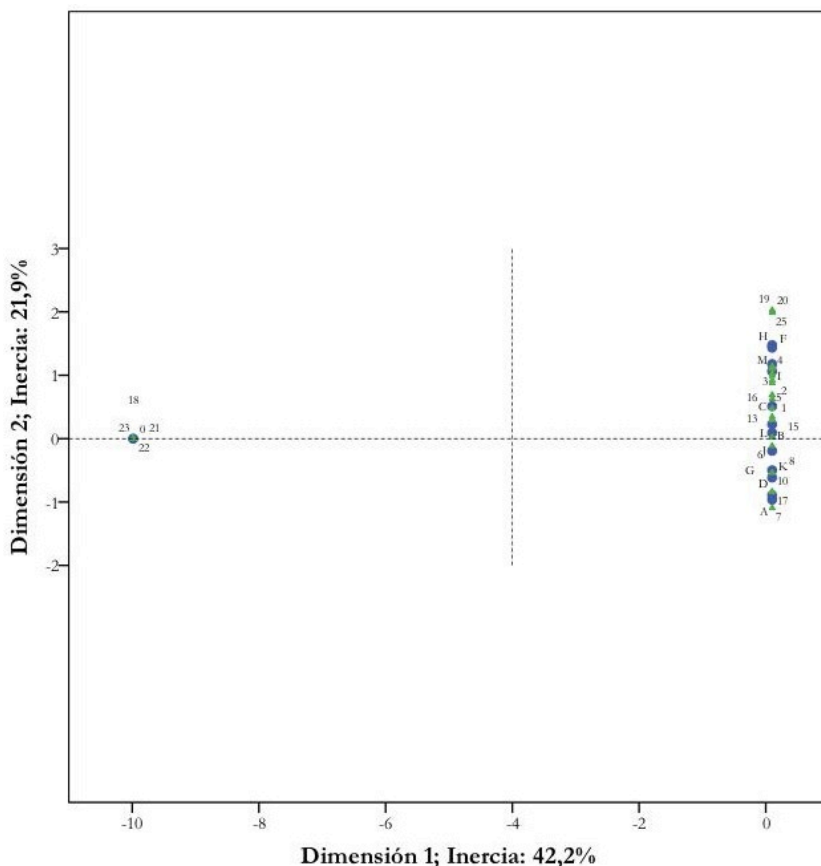
técnica estadística aplicada a tablas de contingencia que construye un diagrama cartesiano basado en la asociación entre las variables analizadas. De esta forma, puede construirse un gráfico que represente conjuntamente las distintas modalidades de la tabla de contingencia, implicando la proximidad entre puntos la relación con el nivel de asociación entre dichas modalidades (Figueres, 2003).

Para ello, los biotopos larvarios se caracterizaron de acuerdo a su similitud, quedando repartidos en las 13 categorías citadas a continuación: **A.** abrevaderos y bebederos; **B.** aguas embalsadas; **C.** barrancos, ramblas y avenidas; **D.** bidones, cubos y contenedores antrópicos; **E.** dendrotelmas; **F.** canales, acequias y sifones de riego; **G.** charcas y lagunas; **H.** salinas, saladares y lagunas saladas; **I.** carrizales y cañaverales, **J.** encharcamientos someros; **K.** fuentes y surgencias naturales de agua; **L.** pozos; **M.** ríos, arroyos y escorrentías.

El AC, evidenció asociación significativa entre la abundancia larvaria y las tipologías de los biotopos (Inercia total=2,383; $\chi^2=37932,55$; $p<0,05$ para 288 g.l.). Se obtuvieron 12 dimensiones (tabla de 25 especies x 13 tipologías), explicando las dos primeras el 63,80% de la variabilidad de los datos. El gráfico generado (**gráfico 4.2.3.2**), muestra las asociaciones entre biotopos y abundancia larvaria de especies. La dimensión 1 explicó la mayor proporción de la variación (42,00%), polarizando dos conjuntos a izquierda y derecha del eje gráfico. Un grupo conformado por el biotopo E (dendrotelmas) y las especies típicamente arborícolas, *Oc. berlandi*, *Oc. echinus*, *Oc. geniculatus*, *Oc. gilcolladoi* y *Oc. pulcritarsis*; quedando el resto de biotopos y especies a la derecha del eje. La segunda dimensión, explicó el 21,90% de la variabilidad, separando los biotopos B, C, F, H, I, L y M del resto, junto con las especies *An. atroparvus*, *An. claviger*, *An. maculipennis s.s.*, *An. marteri*, *An. petragrani*, *Cx. impudicus/territans*, *Cx. mimeticus*, *Cx. modestus*, *Cx. pipiens*, *Cx. territans*, *Cx. theileri*, *Cs. annulata/subochrea*, *Oc. caspius* y *Oc. detritus*, ubicándolos en la región superior derecha del gráfico. El resto de biotopos larvarios (A, D, G, J y K) y especies (*Ae. vexans*, *Ae. vittatus*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. laticinctus* y *Cs. longiareolata*), quedaron ubicados en la región inferior derecha del gráfico.

Igualmente, el AC puso de manifiesto la existencia de asociaciones entre distintas especies y tipologías de biotopos larvarios. Algunas de las más destacables son las observadas entre *Oc. caspius*, *Oc. detritus* y *Ur. unguiculata* con respecto a las salinas, saladares y lagunas saladas (H) y los canales (F), al ser éstos sus lugares típicos de cría en los marjales y humedales estudiados. Por otro lado, se observó una asociación indicativa entre *An. claviger* y los ríos, arroyos y escorrentías (M), adicionándose a esta especie los casos de *An. maculipennis s.s.* y *An. petragrani*, que también se relacionaron con carrizales y cañaverales (I). *An. atroparvus*, *An. claviger* y *Cs.*

annulata/subochrea, mostraron asociación con los barrancos, ramblas y avenidas (C); mientras que *Cx. pipiens* y *Cx. theileri*, se relacionaron estrechamente con las aguas embalsadas (B).



Gráf. 4.2.3.1. Análisis de correspondencias para las especies de mosquitos (larvas) en relación con la tipología de biotopos larvarios.

Leyenda: ● biotopos (descripción previa); ▲ especies (1.*An. atroparvus*, 2.*An. claviger*, 3.*An. maculipennis* s.s., 4.*An. marteri*, 5.*An. petragrani*, 6.*Ae. vexans*, 7.*Ae. vittatus*, 8.*Cx. hortensis hortensis*, 9.*Cx. impudicus/territans*, 10.*Cx. laticinctus*, 11.*Cx. mimeticus*, 12.*Cx. modestus*, 13.*Cx. pipiens*, 14.*Cx. territans*, 15.*Cx. theileri*, 16.*Cs. annulata/subochrea*, 17.*Cs. longiareolata*, 18.*Oc. berlandi*, 19.*Oc. caspius*, 20.*Oc. detritus*, 21.*Oc. echinus*, 22.*Oc. geniculatus*, 23.*Oc. gilcolladoi*, 24.*Oc. pulcritarsis*, 25.*Ur. unguiculata*).

En el caso de *Ae. vexans*, éste mostró predilección por los encharcamientos someros (J), mientras que *Cx. hortensis hortensis* lo hizo con las charcas y lagunas (G) y las fuentes y surgencias naturales de agua (K). Es especialmente interesante el caso de *Cx. laticinctus*, que se asoció fuertemente a cubos, bidones y contenedores antrópicos (D), coincidiendo plenamente nuestros resultados con las apreciaciones anteriores realizadas por otros autores (Encinas Grandes, 1982; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011d). De igual manera, una situación similar fue observada para el caso de *Ae.*

vittatus y *Cs. longiareolata*, ligados a los abrevaderos y bebederos (A), sobre todo aquéllos ligados a una mayor actividad humana de tipo rural.

4.2.4. Análisis de la abundancia larvaria (promedio de larvas/muestra)

Para llevar a cabo el análisis, la abundancia de larvas/muestra fue transformada como $\log(x+1)$, logrando la normalidad (test de Kolmogorov-Smirnov/Shapiro-Wilk) (tabla 4.2.4.1) y homocedasticidad (test de Levene) (tabla 4.2.4.2) necesarias para aplicar un análisis de la varianza (ANOVA) (tabla 4.2.4.3).

PARQUE	Kolmogorov-Smirnov			Shapiro-Wilk		
	F_n	$g.l.$	Sig.	W	$g.l.$	Sig.
DP	0,213	7	0,200	0,912	7	0,411
FR	0,111	14	0,200	0,977	14	0,954
HC*	0,258	14	0,012	0,900	14	0,112
HE	0,207	6	0,200	0,899	6	0,371
MP	0,196	7	0,200	0,950	7	0,733
PC	0,254	7	0,191	0,866	7	0,171
PS	0,271	6	0,191	0,847	6	0,148
SC	0,187	10	0,200	0,896	10	0,197
SE	0,137	12	0,200	0,933	12	0,411
SI	0,166	7	0,200	0,942	7	0,652
SM	0,167	16	0,200	0,885	16	0,05
SS	0,210	5	0,200	0,936	5	0,635
TB	0,147	13	0,200	0,972	13	0,916

Tab. 4.2.4.1. Descriptores y estadísticos asociados a las pruebas de normalidad. Nivel de significatividad establecido para $p < 0,05$. *Discrepancia con respecto a la significatividad del test aplicado con respecto a la normalidad de la distribución.

Test de Levene			
W	$g.l. 1$	$g.l. 2$	Sig.
0,877	12	109	0,572

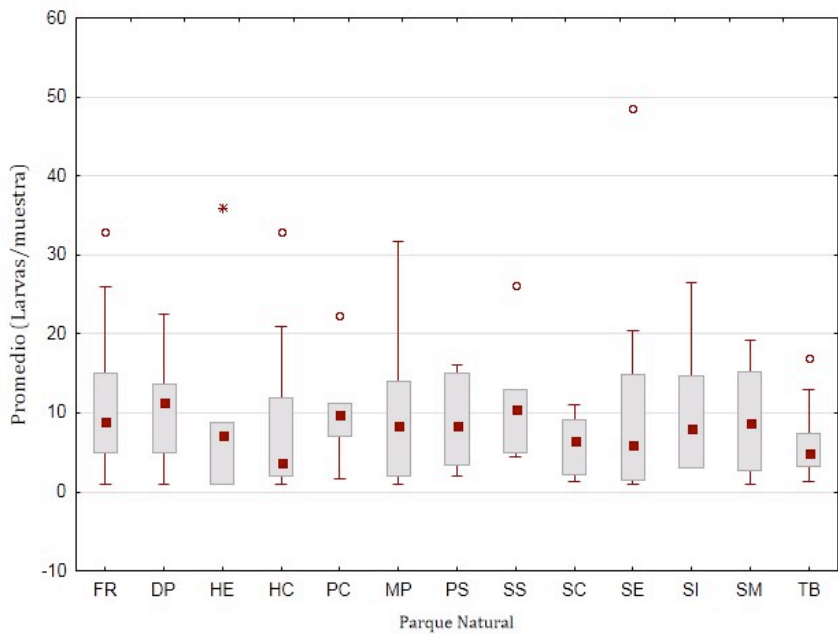
Tab. 4.2.4.2. Descriptores y estadísticos asociados a las pruebas de homocedasticidad. Nivel de significatividad establecido para $p < 0,05$.

La única discrepancia detectada respecto a la normalidad de las distribuciones, fue registrada para HC (significativa en el test de Kolmogorov-Smirnov). No obstante, dada la mayor robustez y poder discriminante del test de Shapiro-Wilk (Mohd Razali & Bee Wah, 2011), se asume como normal su distribución para el análisis de la varianza. Todas las distribuciones quedaron sujetas al supuesto de homocedasticidad según el test de Levene. Debemos destacar que estas pruebas se aplicaron sobre la variable transformada, aunque no fue así para los gráficos generados.

ANOVA					
	Suma de cuadrados	<i>g.l.</i>	Media cuadrática	<i>F</i>	Sig.
Inter-grupos	0,770	12	0,064	0,503	0,909
Intra-grupos	13,893	109	0,127		
Total	14,663	121			

Tab. 4.2.4.2. Descriptores y estadísticos asociados a las pruebas de análisis de la varianza (ANOVA). Nivel de significatividad establecido para $p<0,05$.

A la luz de los resultados, puede observarse la inexistencia de diferencias significativas entre las varianzas de los promedios de larvas/muestra; lo que se traduce en un esfuerzo muestral similar aplicado en la recolección de ejemplares larvarios y la correcta estandarización del protocolo a lo largo del periodo de estudio.



Gráf. 4.2.4.1. Desglose de promedios (larvas/muestra): diagrama de cajas (*Box Plot*) de los promedios observados en los parques naturales estudiados. Se muestra, para cada uno de ellos, la mediana, los cuartiles al 25-75%, los intervalos de confianza (IC) al 95% y los valores extremos (“*outlayers*”) según corresponda.

Los mayores promedios de larvas capturadas (larvas/muestra), se registraron en los parques de SI (26,64 lr/mstr), HE (26,37 lr/mstr) y PS (20,91 lr/mstr). De igual forma, los parques que registraron menores promedios fueron SC (9,66 lr/mstr), HC (10,64 lr/mstr) y MP (11,58 lr/mstr) (**gráfico 4.2.4.1**). Las mayores variaciones observadas, se registraron en los parques de FR, DP, HC y MP; mientras que esta variación fue mucho menor en los parques HE, PS, SS y SC. La variación del resto de promedios observados, se comportó sin un patrón definido.

4.3. Análisis de la diversidad alfa (α)

Tal y como ha quedado patente, una herramienta muy importante en estudio de carácter ecológico es el análisis de la diversidad. A continuación, se procede al análisis de la diversidad *alfa* (α), *beta* (β) y *gamma* (γ) de cada parque natural estudiado, así como las agrupaciones categóricas de cada uno de ellos.

4.3.1. Diversidad *alfa* (α): categorías de los parques naturales

Una de las formas más sencillas y directas de llevar a cabo la medida de la diversidad es el cálculo de la riqueza específica, que provee de una expresión instantánea y comprensible de la misma en un determinado entorno. Teniendo en cuenta la catalogación tipológica de los parques naturales considerada por la *Conselleria d'Infraestructures, Territori i Medi Ambient* de la Generalitat Valenciana (GVA, 2011), la riqueza específica de cada agrupación es la que sigue (**tabla 4.3.1.1**): 21 especies en la categoría *Sierras de Interior* (**SINT**), 6 especies en la categoría *Sierras Litorales* (**SLIT**) y 7 especies en la categoría *Marjales y Humedales* (**MHUM**).

Un aspecto que debemos recalcar, es que, en el presente análisis, se han clasificado una serie de complejos específicos en los que no es posible separar las especies componentes mediante criterios morfológicos a nivel larvario. Por lo tanto, han sido, y serán considerados de ahora en adelante, como una sola especie inseparable, siendo los mismos los referentes a las especies *Culex impudicus*/*Culex territans* y *Culiseta annulata*/*Culiseta subochrea* (reseñadas con un asterisco en las tablas).

NÚMERO TOTAL DE ESPECIES						
	SINT	%	SLIT	%	MHUM	%
Subfamilia Anophelinae						
<i>Anopheles atroparvus</i>	22	0,231	-	-	-	-
<i>Anopheles claviger</i>	30	0,315	-	-	-	-
<i>Anopheles maculipennis s.s.</i>	34	0,357	-	-	-	-
<i>Anopheles marteri</i>	19	0,199	-	-	-	-
<i>Anopheles petragrani</i>	1069	11,228	63	1,765	-	-
Abundancia <i>Anophelinae</i>	1174	12,331	63	1,765	0	0,000
Riqueza <i>Anophelinae</i>	5	23,81	1	12,50	0	0,00
<i>Aedes vexans</i>	15	0,158	-	-	-	-
<i>Aedes vittatus</i>	-	-	49	1,373	-	-
<i>Culex hortensis hortensis</i>	1216	12,772	7	0,196	-	-
<i>Culex impudicus</i> / <i>territans</i> *	697	7,321	44	1,233	-	-
<i>Culex laticinctus</i>	1265	13,286	1462	40,964	-	-
<i>Culex mimeticus</i>	583	6,123	41	1,148	-	-

NÚMERO TOTAL DE ESPECIES						
	SINT	%	SLIT	%	MHUM	%
<i>Culex modestus</i>	17	0,179	-	-	47	2,075
<i>Culex pipiens</i>	1935	20,324	708	19,838	1138	50,243
<i>Culex territans*</i>	246	2,584	-	-	-	-
<i>Culex theileri</i>	2	0,021	-	-	-	-
<i>Culiseta annulata/subochrea*</i>	62	0,651	-	-	11	0,486
<i>Culiseta longiareolata</i>	2151	22,592	1195	33,483	168	7,417
<i>Ochlerotatus berlandi</i>	14	0,147	-	-	-	-
<i>Ochlerotatus caspius</i>	-	-	-	-	658	29,051
<i>Ochlerotatus detritus</i>	-	-	-	-	223	9,845
<i>Ochlerotatus echinus</i>	93	0,977	-	-	-	-
<i>Ochlerotatus geniculatus</i>	33	0,347	-	-	-	-
<i>Ochlerotatus gilcolladoi</i>	11	0,116	-	-	-	-
<i>Ochlerotatus pulcritarsis</i>	7	0,074	-	-	-	-
<i>Uranotaenia unguiculata</i>	-	-	-	-	20	0,883
Abundancia Culicinae	8347	87,669	3506	98,235	2.265	100,000
Riqueza Culicinae	16	76,19	7	87,50	7	100
ABUNDANCIA	9521	100,00	3569	100,00	2.265	100,00
RIQUEZA ESPECÍFICA (S)	21	100,00	8	100,00	7	100,00

Tab. 4.3.1.1.1. Suma total de especies capturadas según tipología de parque natural catalogado por la GVA. Queda representada la riqueza específica (S), tanto global como el desglose para las subfamilias Anophelinae y Culicinae.

Las **figuras 4.3.1.1-2**, muestran la riqueza de géneros y especies capturadas en cada categoría de parque natural, indicando el número de especies comunes y no comunes entre ellas. Puede observarse que el mayor número de géneros se encuentra establecido en las **SINT**, siendo esta categoría la más rica en composición genérica y la que comparte un número mayor de los mismos con las categorías restantes.

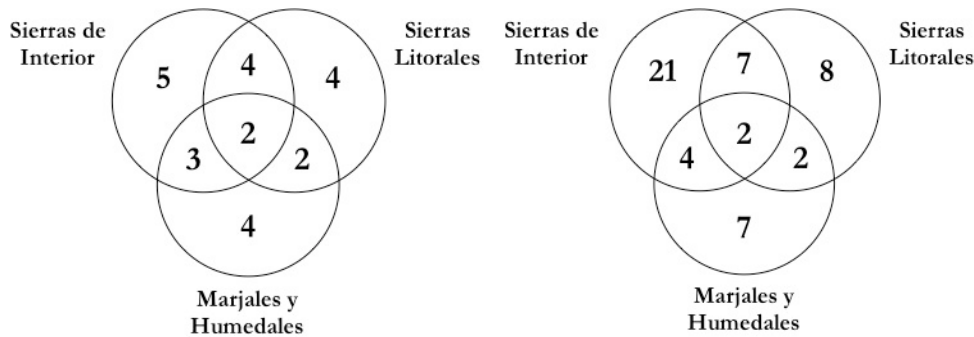


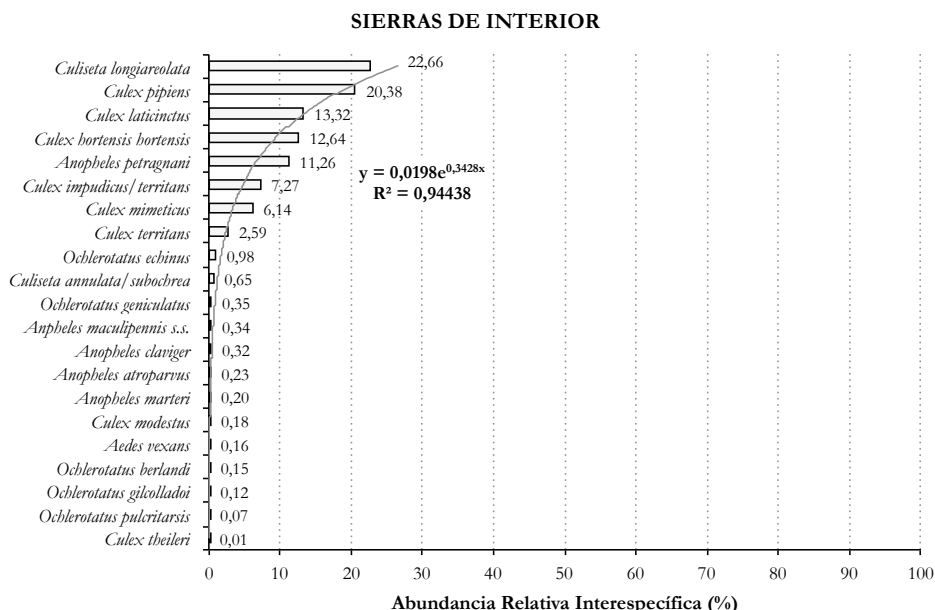
Fig. 4.3.1.1-2. Géneros (izquierda) y especies (derecha) comunes y exclusivos presentes en las comunidades ecológicas estudiadas a nivel de los parques naturales de la Comunidad Valenciana.

En el caso de las **SLIT** y los **MHUM**, puede observarse que la riqueza a nivel de género es coincidente en ambos casos, si bien es cierto que las **SLIT** presentan un mayor número de géneros comunes con las **SINT**, registrándose el menor valor de coincidencia genérica observada entre **SLIT** y **MHUM**, a pesar de contener el mismo número de géneros.

Analizando los datos a nivel específico, de nuevo vuelve a observarse que el mayor número de especies registradas, pertenece a las **SINT**, mientras que los **MHUM** registran el caso contrario. De nuevo, las **SINT** presentan el mayor número de especies comunes entre categorías, mientras que el número más bajo vuelve a observarse entre las **SLIT** y los **MHUM**, a pesar de contar con una riqueza específica similar entre ellas.

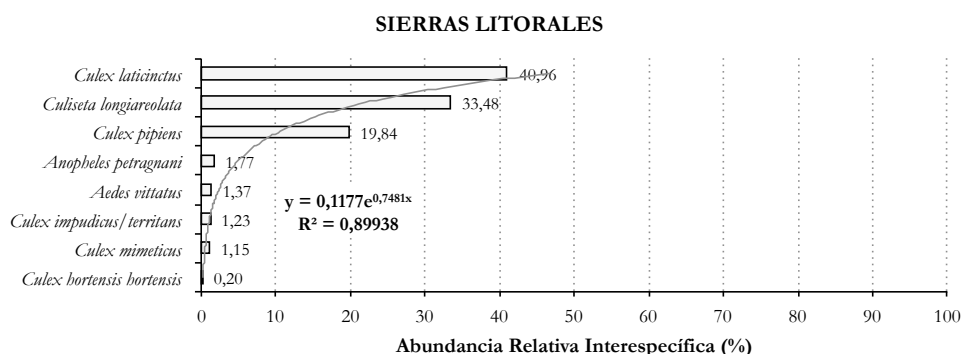
4.3.1.1. Abundancias relativas

Analizando los datos expuestos, puede observarse una clara dominancia de dos especies en las **SINT** (**gráfico 4.3.1.1.1**). En orden de dominancia decreciente, señalar en primer lugar a *Cs. longiareolata* (22,66%), seguida por *Cx. pipiens* (20,38%). Ambas destacan por presentar una gran plasticidad ecológica, lo que las convierte en excelentes competidoras frente al resto de especies halladas en este tipo de parques naturales, habiendo sido descritas como las especies predominantes en territorio valenciano (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008).



Gráf. 4.3.1.1.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en los parques naturales de las Sierras de Interior. Valor de ajuste de $R^2 = 0,94438$.

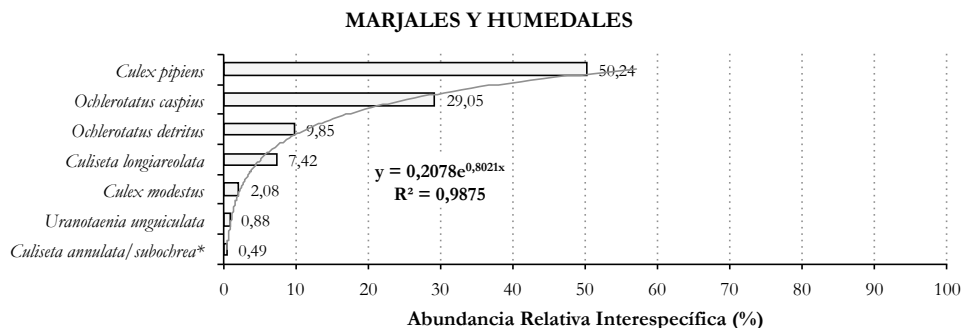
En otro grado de magnitud, puede observarse un segundo grupo de especies en los que se incluye a *Cx. laticinctus* (13,23%), *Cx. hortensis hortensis* (12,64%) y *An. petragani* (11,26%), especies típicas de áreas montañosas (Bueno Marí *et al.*, 2009). Un tercer grupo en orden de abundancia interespecífica, lo componen *Cx. impudicus/territans* (7,27%) y *Cx. mimeticus* (6,14%). Por último, el resto de especies capturadas, hasta un total de 13 diferentes (géneros *Aedes*, *Anopheles*, *Culex* y *Ochlerotatus*), mostraron abundancias inferiores al 5,00%, constituyendo la rareza específica de esta comunidad. La serie de captura perteneciente a la categoría de *Sierras de Interior*, muestra un buen ajuste al modelo de regresión exponencial, con un valor de R^2_{SINT} de 0,94438.



Gráf. 4.3.1.1.2. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en los parques naturales de las Sierras Litorales. Valor de ajuste de $R^2 = 0,89938$.

Por otro lado, en el caso de la categoría **SLIT** (gráfico 4.3.1.1.2), puede observarse a dos especies como claramente dominantes. En primer lugar, destaca *Cx. laticinctus* (40,96%), seguida de *Cs. longiareolata* (33,48%), agrupando entre ambas especies casi el 75% de la representatividad observada. A continuación destaca *Cx. pipiens* (19,84%), mientras que el resto de especies capturadas, registraron abundancias relativas inferiores al 5%, constituyendo la rareza específica de las **SLIT**. El caso extremo de este fenómeno puede observarse para *Cx. hortensis hortensis*, que presentó una abundancia relativa del 0,20%. En este caso, de nuevo se observa un mejor ajuste al modelo de regresión exponencial, registrándose un valor de R^2_{SLIT} de 0,89938.

En último lugar, el análisis de los datos obtenidos del estudio de las **MHUM** (gráfico 4.3.1.1.3), revela la presencia de dos especies claramente dominantes, *Cx. pipiens* (50,24%) y *Oc. caspius* (29,05%), que aglutinaron entre ambas cerca del 80,0% (79,29%) de la abundancia total de culícidos observada. Se trata de especies descritas como típicas de estos enclaves, sobre todo en territorio valenciano (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008), perfectamente adaptadas a las condiciones bióticas y abióticas predominantes a nivel ecológico.



Gráf. 4.3.1.1.3. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en los parques naturales de las Marjales y Humedales. Valor de ajuste de $R^2 = 0,9875$.

En otro orden de magnitud, y en orden decreciente de dominancia, podemos destacar a *Oc. detritus* (9,85%) y *Cs. longiareolata* (7,42%); habiendo sido descrita la primera de estas especies como típica de ambientes de aguas salobres y polisalobres (salinidades de entre 5,0-39,9 g/L) (Schaffner *et al.*, 2001). El resto de especies capturadas en esta categoría de parques naturales, registraron abundancias relativas inferiores al 5,0%. En el caso de los **MHUM**, la rareza específica quedó representada, por tres especies: *Cx. modestus* (2,08%) *Cs. annulata/subochrea* (0,49%) y *Ur. unguiculata* (0,88%), que a pesar de ser típicas en las marjalerías valencianas (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008), presentaron bajas abundancias relativas. Es destacable el nivel de ajuste de la serie de capturas, al modelo exponencial, con un coeficiente calculado de $R^2_{MHUM} = 0,9875$.

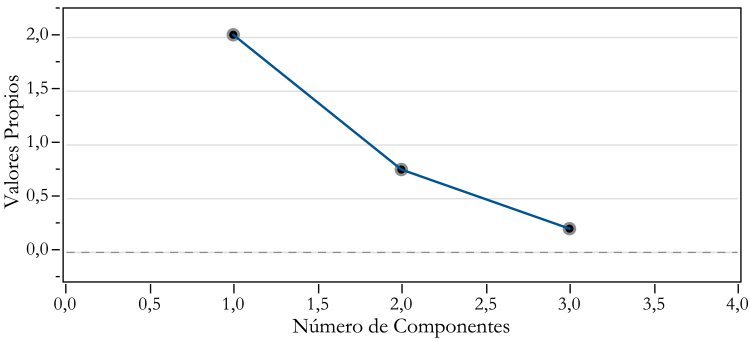
4.3.1.1.1. Análisis factorial: análisis de componentes principales

El análisis factorial, es una técnica de reducción de datos que sirve para evidenciar grupos homogéneos de variables a partir de un conjunto numeroso de ellas. La formación de estos grupos, se basa en la correlación entre variables, respetando la independencia entre grupos. El análisis factorial es, por tanto, una técnica de reducción de la dimensionalidad de datos, cuyo propósito es reducir el número de dimensiones capaces de explicar el máximo de información contenida en los datos analizados.

Bajo esta tesitura, se desarrolló un *Análisis de Componentes Principales* (PCA), con el objetivo de explorar la variación de la abundancia larvaria en función de la categoría de parque natural considerada. Para ello, se seleccionaron como variables del PCA las categorías (SINT, SLIT y MHUM). La **tabla 4.3.1.1.1.1** y el **gráfico 4.3.1.1.1.1** recogen los resultados del análisis con el menor número de combinaciones de las 3 variables estudiadas, así como los coeficientes de las ecuaciones de los componentes principales.

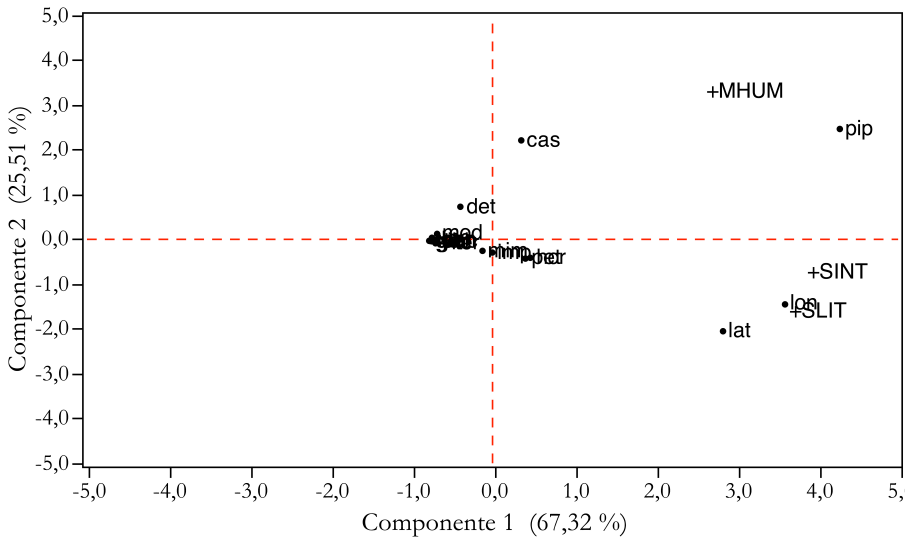
Análisis de Componentes Principales			
Nº de componente	Valor propio	% de varianza	% acumulado
1	2,020	67,323	67,323
2	0,765	25,510	92,833
3	0,215	7,167	100,00

Tab. 4.3.1.1.1.1. Descriptores estadísticos asociados al *Análisis de Componentes Principales*: valores propios, porcentaje de varianza y porcentaje de varianza explicado para las capturas.



Gráf. 4.3.1.1.1.1. Gráfico de sedimentación obtenido a partir del PCA. Los dos primeros componentes explican el 92,83% de la variabilidad total observada.

El **gráfico 4.3.1.1.1.2.** muestra la representación bidimensional (*Biplot*) de cada una de las variables que constituyen los componentes obtenidos a partir del PCA. Destaca la elevada influencia de las SINT' y las SLIT' sobre el componente 1, siendo ésta menor para el caso de los MHUM.



Gráf. 4.3.1.1.1.2. Representación bidimensional que muestra la saturación relativa de cada variable analizada para los componentes obtenidos del PCA.

Por otro lado, es interesante recalcar la fuerte asociación observada entre los MHUM con *Cx. pipiens*, especie dominante en estos ambientes, incluso por encima de especies típicamente halófilas como son *Oc. caspius* y *Oc. detritus*. En el caso de las SLIT, *Cx. laticinctus* y *Cs. longiareolata* son las especies que mejor explican los ejes más próximos a esta categoría. Algo similar a lo observado en las SINT, si bien es cierto que especies como *An. petragrani*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impudicus* o *Cx. mimeticus*, ayudan a definir en origen su eje. La divergencia observada en la direccionalidad de la abundancia larvaria en función de la categoría considerada, hace suponer la dependencia entre capturas y condiciones bioecológicas generales de cada categoría.

4.3.1.2. Modelos paramétricos

Los modelos paramétricos, están basados en la descripción de la estructura de las comunidades en términos de abundancia proporcional de cada una de las especies evidenciadas, empleando la descripción de la relación gráfica entre el valor de importancia de las especies. De esta forma, utilizan un arreglo secuencial por intervalos de especie, de la más a la menos abundante (Magurran, 1988; Krebs, 1989). Para testar el ajuste de los datos, puede emplearse alguna de las pruebas de bondad de ajuste clásicas, como son la prueba de χ^2 o el test G (Magurran, 1988). Igualmente, cada uno de los modelos difiere en cuanto a interpretación biológica se refiere, lo que resulta en una herramienta útil para el análisis de las comunidades sometidas a estudio.

Serie geométrica

La interpretación biológica de este modelo, infiere que la llegada de cada especie se produce a intervalos de tiempo regulares, tomando una fracción constante de los recursos restantes en la comunidad. Por ello, este patrón se observa, con relativa facilidad, en comunidades en estadios tempranos de sucesión o en ambientes pobres en cuanto a número de especies (Magurran, 1988; Krebs, 1989). Las pruebas de bondad de ajuste de nuestros datos al modelo quedan recogidas en la **tabla 4.3.1.2.1**.

	SINT	SLIT	MHUM
$N_{\min}/N$	0,0001	0,0020	0,0049
K	0,3584	0,5539	0,5434
C_k	1,0001	1,0016	1,0042
$\Sigma\chi^2$	3339,95	2732,57	1488,33
$\chi^2_{\text{tablas}} (p = 0,05)$	31,410	18,475	12,592
$\chi^2_{\text{tablas}} (p = 0,01)$	37,566	14,067	16,812
g.l.	20	7	6
Sig.	SI	SI	SI

Tab. 4.3.1.2.1. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de la serie geométrica de las categorías de parques naturales estudiados.

Tal y como muestran los resultados, ninguna serie de captura se ajustó al modelo propuesto por la serie geométrica. Ello implica que, tanto el uso de recursos como el tiempo de asentamiento de especies, se realizan de forma heterogénea o azarosa, por lo que cabe pensar que las capturas responden a estados avanzados de sucesión biológica o no existen perturbaciones en la comunidad.

Serie logarítmica

Este modelo, trata de describir la relación matemática existente entre el número de especies y el número de individuos observados en las mismas. Su interpretación biológica es muy similar a la de la serie geométrica, además de que caracteriza muestras de comunidades pequeñas sometidas a bajo estrés o que se comportan como pioneras (Moreno, 2001). El ajuste a este modelo suele observarse cuando uno o unos pocos factores dominan las relaciones ecológicas de la comunidad. Las pruebas de bondad de ajuste de nuestros datos al modelo quedan recogidas en la **tabla 4.3.1.2.2.**

Clase	Límite superior	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES			χ^2		
		SINT	SLIT	MHUM	SINT	SLIT	MHUM
1	2,5	3,84	1,46	1,34	2,102	1,461	1,338
2	4,5	1,49	0,57	0,52	1,493	0,568	0,520
3	8,5	0,94	0,36	0,33	0,004	1,159	0,327
4	16,5	0,68	0,26	0,24	7,827	0,261	2,433
5	32,5	0,54	0,21	0,19	22,199	0,205	3,513
6	64,5	0,45	0,17	0,15	14,670	86,684	4,613
7	128,5	0,38	0,14	0,13	1,019	0,144	0,132
8	256,5	0,33	0,13	0,11	1,364	0,125	31,015
9	512,5	0,29	0,11	0,10	0,292	0,111	0,101
10	1024,5	0,26	0,10	0,09	11,555	8,150	9,089
11	2048,5	0,24	0,09	0,08	59,729	40,446	10,220
12	4096,5	0,22	-	-	2,830	-	-
13	∞	-	-	-	-	-	-

	SINT	SLIT	MHUM
$\sum \chi^2$	125,08	139,32	63,30
g.l.	11	10	10
χ^2_{tablas}	$p=0,05$ 19,675	$p=0,05$ 18,307	$p=0,05$ 18,307
	$p=0,01$ 24,725	$p=0,01$ 23,209	$p=0,01$ 23,209
Sig.	SI	SI	SI

Tab. 4.3.1.2.2. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de la serie logarítmica de las categorías de parques naturales estudiados.

Tal y como muestran los resultados, ninguna serie de capturas se ajustó al modelo de la serie logarítmica. Esto sugiere, que los factores que regulan la dinámica poblacional de los mosquitos en las categorías de parques sometidas a estudio, estarían relacionados con aspectos intrínsecos a la biología y ecología de las especies observadas. Las especies capturadas no se comportarían como pioneras, sino que llevarían tiempo establecidas, habiéndose conformado una red compleja de interacciones ecológicas que regularía tanto su abundancia como su riqueza específica.

Serie log-normal

La distribución log-normal está basada en el *Teorema Central del Límite* (May, 1975; Magurran, 1988), para el caso de distribuciones log-normales de abundancia de especies. En general, muchas de las comunidades estudiadas por los ecólogos presentan este tipo de ajuste para la abundancia de especies (Sugihara, 1980; Longino *et al.*, 2002), que describe una situación en la que un gran número de factores determinan el número de individuos por especie (estandarizado mediante una transformación *log*), lo que suele resultar en comunidades grandes o estables en equilibrio (Moreno, 2001). Por este motivo, la variación al azar de otros factores originará la distribución normal del número de individuos por especie (Magurran, 1988; Krebs, 1989). Las pruebas de bondad de ajuste de nuestros datos al modelo quedan recogidas en la **tabla 4.3.1.2.3**.

	SINT	SLIT	MHUM
$\bar{x}$	1,914	2,085	3,063
σ^2	0,864	0,616	0,038
γ	0,390	0,258	0,011
θ	0,245	0,058	0,000
μ_x	1,370	1,948	3,063
V_x	2,066	0,944	0,038
Z_0	-1,163	-2,315	-17,367
P_0	0,123	0,0102	0,000
S^*	23,945	8,082	7,000

Clase	L _{up}	Log ₁₀ L _{up}	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES			χ^2		
			SINT	SLIT	MHUM	SINT	SLIT	MHUM
	0,5	-0,303	2,95	0,53	-	2,950	0,530	-
1	2,5	0,398	3,00	0,36	-	1,333	0,420	-
2	4,5	0,653	1,44	0,30	-	1,440	0,320	-
3	8,5	0,929	1,67	0,45	-	0,269	0,531	-
4	16,5	1,217	1,86	0,64	-	0,699	0,640	-

Clase	L_{up}	$Log_{10}L_{up}$	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES			χ^2		
			SINT	SLIT	MHUM	SINT	SLIT	MHUM
5	32,5	1,512	2,01	0,81	-	1,970	0,810	-
6	64,5	1,810	1,96	0,95	-	0,552	10,68	-
7	128,5	2,109	1,75	1,00	-	0,321	0,610	-
8	256,5	2,409	1,66	0,91	-	0,262	1,250	-
9	512,5	2,710	1,43	0,82	-	1,430	0,770	-
10	1024,5	3,011	1,17	0,65	-	0,589	0,217	-
11	2048,5	3,311	0,93	0,46	-	10,13	4,981	-
12	4096,5	3,612	0,69	-	-	0,139	-	-
13	∞	-	-	-	-	-	-	-

	SINT	SLIT	MHUM
$\sum \chi^2$	21,950	21,757	-
g.l.	11	10	-
χ^2_{tablas}	$p=0,05$ 19,675	$p=0,05$ 18,307	$p=0,05$ 18,307
	$p=0,01$ 24,725	$p=0,01$ 23,209	$p=0,01$ 23,209
Sig.	SI/NO	SI/NO	-

Tab. 4.3.1.2.3. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de la serie logarítmica de las categorías de parques naturales estudiados.

De acuerdo con la distribución de las abundancias, las comunidades de las **SINT** y **SLIT**, exhiben una distribución especies-abundancia de tipo log-normal (May, 1975); si bien es cierto que únicamente para un nivel de significatividad $p=0,01$ (**SINT**: χ^2 21,950< χ^2_{tablas} 24,725; **SLIT**: χ^2 21,757< χ^2_{tablas} 23,209). No obstante, no pudo calcularse el ajuste a este tipo de distribución en el caso de los **MHUM**, probablemente debido a la naturaleza de los datos analizados, al no poder ajustar el valor de χ^2 en las tablas estadísticas, mucho mayor que el recogido en las mismas. La interpretación biológica de este modelo de distribución está basada en un considerable número de especies en la comunidad, cuyas abundancias dependen de múltiples factores operando de forma independiente (bióticos, abióticos, patrones temporales, dinámicas poblacionales, predación, ciclos de vida, procesos físico-químicos, etc.).

Modelo de vara quebrada

El modelo de vara quebrada, propuesto por MacArthur en 1957 (Magurran, 1988), asume que los límites de los nichos ecológicos de las especies en una comunidad se establecen al azar. Se trata de un modelo fuertemente influenciado por el tamaño muestral (Cohen, 1968; Pool, 1974), cuya explicación biológica se

corresponde con una comunidad en la cual todas las especies colonizan simultáneamente y dividen un recurso único al azar (Pielou, 1975). Ello sugiere, que estas comunidades estarán fuertemente dominadas por uno o unos pocos factores ecológicos importantes que las regulen, más o menos distribuidos de forma uniforme entre las especies presentes (May, 1975). Las pruebas de bondad de ajuste de nuestros datos al modelo quedan recogidas en la **tabla 4.3.1.2.4**.

Clase		NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES			χ^2		
		SINT	SLIT	MHUM	SINT	SLIT	MHUM
1	2,5	0,088	0,031	0,033	9,456	0,031	0,033
2	4,5	0,088	0,031	0,033	0,088	0,031	0,033
3	8,5	0,087	0,031	0,032	9,547	30,193	0,032
4	16,5	0,087	0,031	0,032	97,636	0,031	29,018
5	32,5	0,087	0,031	0,032	176,912	0,031	29,140
6	64,5	0,086	0,031	0,032	98,466	511,857	29,933
7	128,5	0,086	0,031	0,032	9,730	0,031	0,032
8	256,5	0,086	0,031	0,032	9,776	0,031	121,933
9	512,5	0,085	0,030	0,032	0,085	0,030	0,032
10	1024,5	0,085	0,030	0,032	43,224	30,961	29,755
11	2048,5	0,084	0,030	0,031	181,396	128,200	29,880
12	4096,5	0,084	-	-	9,964	-	-
13	∞	-	-	-	-	-	-

	SINT	SLIT	MHUM
$\sum \chi^2$	646,28	701,43	269,15
g.l.	11	10	10
χ^2_{tabla}	$p=0,05$ 19,675	$p=0,05$ 18,307	$p=0,05$ 18,307
	$p=0,025$ 24,725	$p=0,025$ 23,209	$p=0,025$ 23,209
Sig.	SI	SI	SI

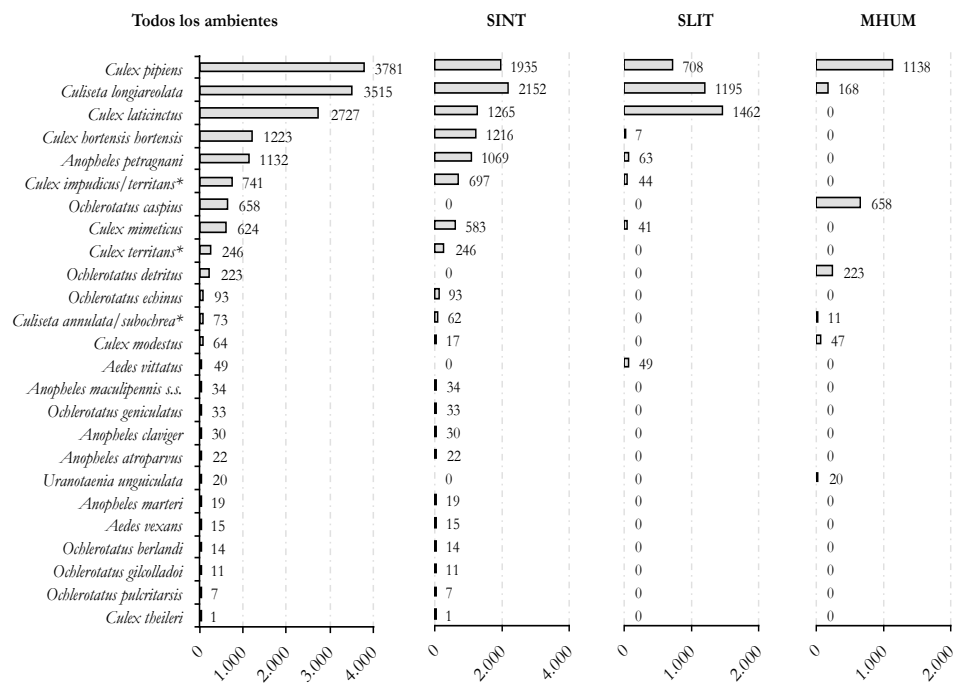
Tab. 4.3.1.2.4. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de vara quebrada de las categorías de los parques naturales estudiados.

Como puede observarse, ninguna de las series de abundancia de las comunidades estudiadas por categorías de parques naturales, se ajustó al modelo de abundancia de vara quebrada.

Estructura comparada de las comunidades

El **gráfico 4.3.1.2.1**, muestra la estructura de las comunidades de culícidos estudiadas para cada una de las categorías de parques naturales estudiadas. Se encuentran ordenadas en base a la abundancia global, de modo que pueda apreciarse la variación de dicha estructura comunitaria en cada ambiente diferente.

De esta forma, se observa que las especies más abundantes observadas en nuestros muestreos, fueron *Cx. pipiens* (24,62%), *Cs. longiareolata* (22,89%) y *Cx. laticinctus* (17,76%); mostrando abundancias distintas en función del tipo de hábitat considerado. En el caso de *Cx. pipiens*, puede observarse una dominancia completa de las comunidades establecidas en los **MHUM** (50,24%), quedando en un segundo y tercer plano en los casos de las **SINT** (20,32%) y las **SLIT** (19,84%) respectivamente. Por otro lado, *Cs. longiareolata* resulta ser la especie dominante en las **SINT** (22,60%), quedando en segundo lugar, por detrás de *Cx. laticinctus*, en las **SLIT** (40,96%), y siendo un hecho destacable su considerable reducción en los **MHUM** (7,42%) (casi 7 veces menor que *Cx. pipiens*), donde queda fuertemente dominada por otras especies típicas de estos ambientes litorales como *Oc. caspius* (29,05%) u *Oc. detritus* (9,85%).



Gráf. 4.3.2.2.1. Estructura comparada de la abundancia de especies capturadas por categorías de parque natural. Nótese el ajuste de escala del eje horizontal en cada categoría según corresponda.

Por último, puede observarse que *Cx. laticinctus* ejerce una fuerte dominancia en las comunidades representadas en las **SLIT** (40,96%), quedando en un tercer plano en el caso las **SINT** (13,29%), muy cercana en abundancia a especies típicas de ecosistemas montañosos como es *Cx. hortensis hortensis* (12,77%) o *An. petragani* (11,23%). Igualmente, es destacable su ausencia en ambientes litorales, no habiéndose evidenciado su presencia en las comunidades componentes de los **MHUM** estudiados.

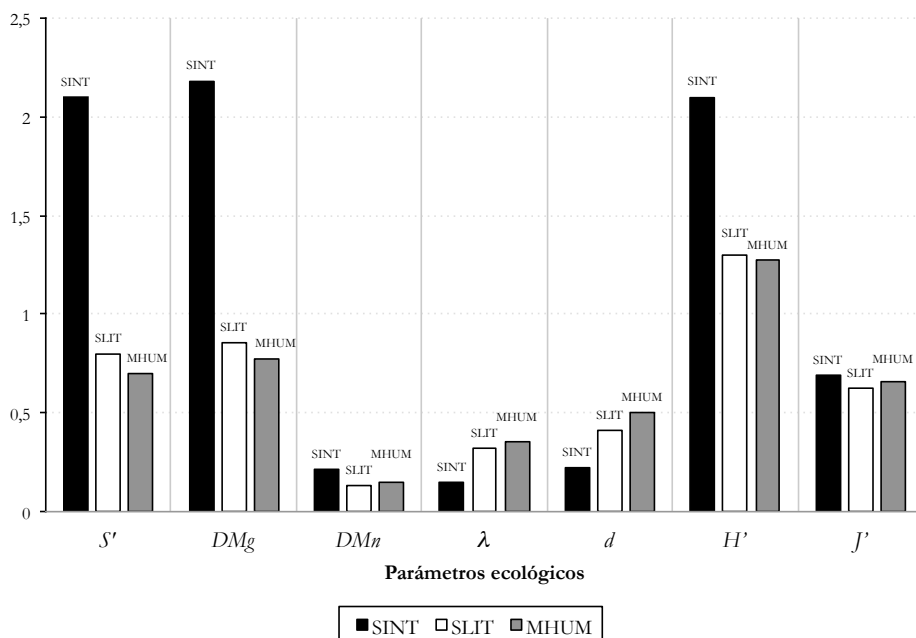
4.3.1.3. Índices de diversidad

Los índices de biodiversidad son una herramienta de gran utilidad que aporta información valiosa a la obtenida mediante otros métodos de medida. A continuación, se ofrece la información detallada acerca del valor calculado de cada uno de los índices aportados, así como un resumen de los modelos testados (tabla 4.3.1.3.1):

Diversidad α		SINT	SLIT	MHUM
(A) Diversidad				
Riqueza específica (S)		21	8	7
Individuos (N)		9521	3569	2265
Ind. Margalef (D_{Mg})		2,183	0,856	0,777
Ind. Menhinick (D_{Mn})		0,215	0,134	0,147
<i>Chao 2 Bootstrap replicates</i> (desviación estándar)		20,87 ($\pm 1,29$)	7,94 ($\pm 0,31$)	6,88 ($\pm 0,39$)
<i>Bootstrap</i> (% S_{max} alcanzado)		21,61 97,18%	8,07 99,13%	7,14 98,04%
Simpson (λ)		0,149	0,320	0,353
Berger-Parker (d)		0,226	0,410	0,502
Shannon-Wiener (H')		2,101	1,301	1,274
Pielou (J)		0,690	0,626	0,655
Alfa de Williams (S)		5,509	3,038	2,861
(B) Ajuste a modelos				
Serie geométrica		NO	NO	NO
Serie logarítmica		NO	NO	NO
Distr. Log-normal		NO/SI	NO/SI	-
Vara quebrada		NO	NO	NO
Regr. exponencial	R ²	0,9444	0,8994	0,9875
Regr. potencial	R ²	-	-	-

Tab. 4.3.1.3.1. Resumen de los descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para los modelos testados, así como de los índices de diversidad *alfa* empleados para el análisis de las categorías de parques naturales estudiados.

El **gráfico 4.3.1.2.1.** muestra la comparativa de los parámetros e índices ecológicos calculados para cada una de las categorías de parques naturales estudiadas. Destaca la diferencia observada en la riqueza específica (S'), índice de Margalef (D_{Mg}) e índice de Shannon-Wiener (H') mostrada por las **SINT**. Por el contrario, las **SLIT** y los **MHUM**, presentaron valores más cercanos tanto para riqueza específica como para el resto de índices calculados.



Gráf. 4.3.1.2.1. Comparativa gráfica de los parámetros ecológicos estudiados por parque. La riqueza ($S'=S/10$) ha sido escalada para poder ser comparada.

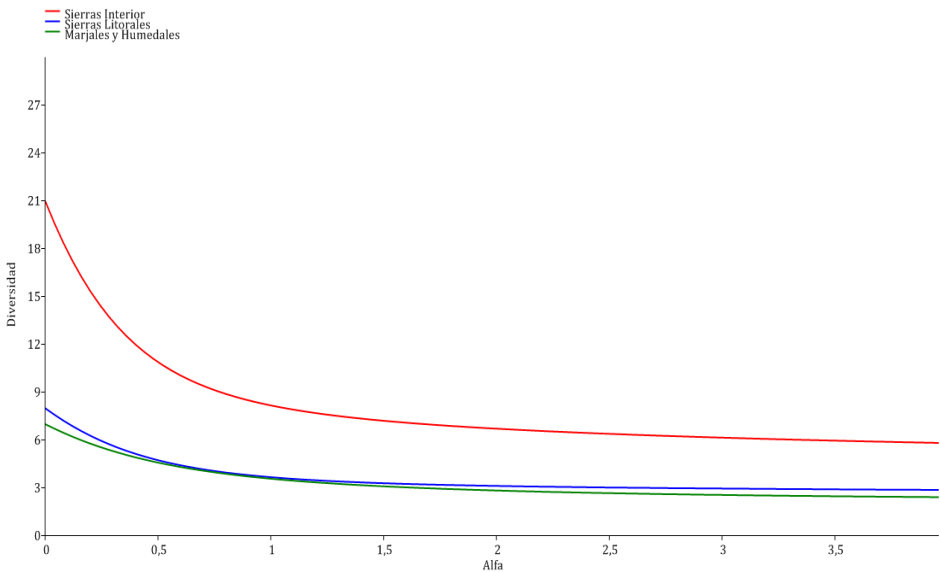
4.3.1.4. Ordenación de la diversidad

Los *perfiles de diversidad de Rényi* (Rényi, 1961) permiten representar, en un único gráfico, la variación y direccionalidad de la diversidad de un determinado ambiente en términos de riqueza y estructura de la comunidad (Kindt & Coe, 2005). En la práctica, esto permite establecer comparaciones válidas, siendo cualquier perfil superior (a lo largo de todos los valores de α) a aquel representado por debajo del mismo. Estas consideraciones serán válidas siempre y cuando no se crucen entre si, en cuyo caso no podrán ser ordenadas de acuerdo a su diversidad.

Otro aspecto interesante de este tipo de representación es que, conforme se incrementa el valor de alfa, las especies frecuentes presentan una mayor influencia sobre el valor de diversidad de Rényi. A continuación, se presentan los diagramas de diversidad de Rényi para el conjunto de los parques estudiados (**gráfico 4.3.1.4.1**).

Los perfiles de diversidad de Rényi calculados, ratifican a las **SINT** como la categoría más diversa con respecto a las otras dos categorías estudiadas, sobre todo a nivel de su estructura básica, esto es en cuanto a riqueza específica se refiere ($\alpha=0$). No obstante, los perfiles de diversidad de las **SINT** y **MHUM** se cruzaron en la representación, lo cual indica diferencias tanto en la composición de la diversidad como la direccionalidad de la misma, impidiendo su comparación objetiva. Para el

contraste estadístico de diferencias significativas en el ordenamiento de la diversidad, se empleó la prueba *t* de Poole (1974), cuyos resultados se muestran a continuación en la **tabla 4.3.1.4.1**.



Gráf. 4.3.1.4.1. Perfiles de diversidad de Rényi para las tres categorías de parques naturales estudiados. --- SINT, --- SLIT y --- MHUM.

Los resultados del test *t* de Poole, muestran diferencias significativas en la diversidad de las **SINT** con respecto a las otras dos categorías, ordenándose ésta por encima de ambas. No obstante, y a pesar de poder observar en el perfil de Rényi su rango superior, las **SLIT** no muestran diferencias estadísticamente significativas con respecto a los **MHUM**. Esto puede deberse a que, tanto la variación como la direccionalidad de la diversidad es muy similar en ambas categorías para valores de alfa situados entre 0,5 y 1,0; para, posteriormente, divergir en valores de alfa mayores.

	SINT	SLIT	MHUM
SINT	-	t=50,224; p<0,05	t=41,327; p<0,05
SLIT	SINT>SLIT	-	t=1,197; p>0,05
MHUM	SINT>MHUM	N.C.	-

Tab. 4.3.1.4.1. Estadísticos y descriptores asociados al cálculo de los valores de la prueba *t* de Poole, nivel de significatividad: *p*=0,05. Bajo la diagonal, comparaciones pareadas de los perfiles de diversidad de Rényi; N.C.=perfiles no comparables.

4.3.2. Diversidad *alfa* (α): parques naturales

Un total de 25 especies de mosquitos fueron detectadas durante el estudio de los parques naturales muestreados, quedando repartidas entre los mismos de la siguiente manera (**tabla 4.3.2.1a-b-c**): 14 especies en el Carrascal de la Font Roja (**FR**), 7 especies en el Desert de les Palmes (**DP**), 14 especies en las Hoces del Cabriel (**HC**), 7 especies en el Hondo de Elche (**HE**), 7 especies en el Macizo del Peñagolosa (**MP**), 14 especies en el marjal del Prat de Cabanes-Torreblanca (**PC**), 6 especies en la Puebla de San Miguel (**PS**), 5 especies en las Salinas de Santa Pola (**SS**), 10 especies en la Sierra Calderona (**SC**), 7 especies en la Sierra de Irta (**SI**), 11 especies en la Sierra de Espadán (**SE**), 17 especies en la Sierra de Mariola (**SM**) y 13 especies en la Tinença de Benifassà (**TB**).

NÚMERO TOTAL DE ESPECIES													
Subfamilia Anophelinae	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS	SS	SC	SI	SE	SM	TB
<i>Anopheles atroparvus</i>	-	-	6	-	-	-	-	-	-	-	1	-	15
<i>Anopheles claviger</i>	-	-	21	-	4	-	-	-	-	-	-	-	5
<i>Anopheles maculipennis</i> s.s.	-	-	18	-	1	-	2	-	-	-	-	1	12
<i>Anopheles marteri</i>	-	-	19	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Anopheles petragrani</i>	129	60	52	-	51	-	4	-	42	3	336	277	178
Abundancia <i>Anophelinae</i>	129	60	116	0	56	0	6	0	42	3	337	278	210
Riqueza <i>Anophelinae</i>	1	1	5	0	3	0	2	0	1	1	2	2	4

Tab. 4.3.2.1a. Suma total de ejemplares de la subfamilia Anophelinae, capturados en los parques naturales estudiados. Las reseñas en negrita indican aportaciones originales acerca de la bioecología o distribución de la especie (consultar apartado 4.1).

NÚMERO TOTAL DE ESPECIES													
Subfamilia Culicinae	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS	SS	SC	SI	SE	SM	TB
<i>Aedes vexans</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	15
<i>Aedes vittatus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	49	-	-	-
<i>Culex bortensis bortensis</i>	104	1	84	-	5	-	156	-	13	6	178	18	658
<i>Culex impudicus/territans</i> *	7	44	42	-	-	-	10	-	5	-	390	165	78
<i>Culex laticinctus</i>	234	137	4	-	95	-	-	-	35	1325	778	67	52
<i>Culex mimeticus</i>	2	25	33	-	-	-	-	-	17	16	413	77	41
<i>Culex modestus</i>	16	-	1	1	-	46	-	-	-	-	-	-	-
<i>Culex pipiens</i>	19	91	167	139	-	738	128	261	133	617	985	230	273
<i>Culex territans</i> *	5	-	5	-	14	-	-	-	-	-	-	191	31

NÚMERO TOTAL DE ESPECIES													
Subfamilia Culicinae	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS	SS	SC	SI	SE	SM	TB
<i>Culex theileri</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1	-
<i>Culiseta annulata/subochrea*</i>	-	-	1	1	-	5	-	5	22	-	6	29	4
<i>Culiseta longiareolata</i>	362	361	79	25	50	78	181	65	146	834	591	249	493
<i>Ochlerotatus berlandi</i>	13	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-
<i>Ochlerotatus caspius</i>	-	-	-	542	-	59	-	57	-	-	-	-	-
<i>Ochlerotatus detritus</i>	-	-	-	83	-	56	-	84	-	-	-	-	-
<i>Ochlerotatus echinus</i>	33	-	-	-	-	-	-	-	10	-	-	50	-
<i>Ochlerotatus geniculatus</i>	10	-	-	-	-	-	-	-	2	-	1	20	-
<i>Ochlerotatus gilcolladoi</i>	1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	10	-
<i>Ochlerotatus pulcritarsis</i>	4	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	3	-
<i>Uranotaenia unguiculata</i>	-	-	-	-	-	20	-	-	-	-	-	-	-
Abundancia Culicinae	810	659	416	791	164	1.002	475	472	383	2847	3343	1111	1645
Riqueza Culicinae	13	6	9	6	4	6	4	5	9	6	9	14	9

Tab. 4.3.2.1b. Suma total de ejemplares de la subfamilia Culicinae, capturadas en los parques naturales estudiados. Las reseñas en negrita indican aportaciones originales acerca de la bioecología o distribución de la especie (consultar apartado 4.1).

NÚMERO TOTAL DE ESPECIES													
Subfamilia Anophelinae	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS	SS	SC	SI	SE	SM	TB
	129	60	116	0	56	0	6	0	42	3	337	278	210
Subfamilia Culicinae	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS	SS	SC	SI	SE	SM	TB
	810	659	416	791	164	1002	475	472	383	2847	3343	1111	1645
Abundancia total	939	719	532	791	220	1002	481	472	425	2850	3680	1389	1855
Riqueza específica (S)	14	7	14	6	7	7	6	5	10	7	11	16	13

Tab. 4.3.2.1c. Suma total de ejemplares de la familia Culicidae, capturadas en los parques naturales estudiados. Queda representada la riqueza específica (S) global.

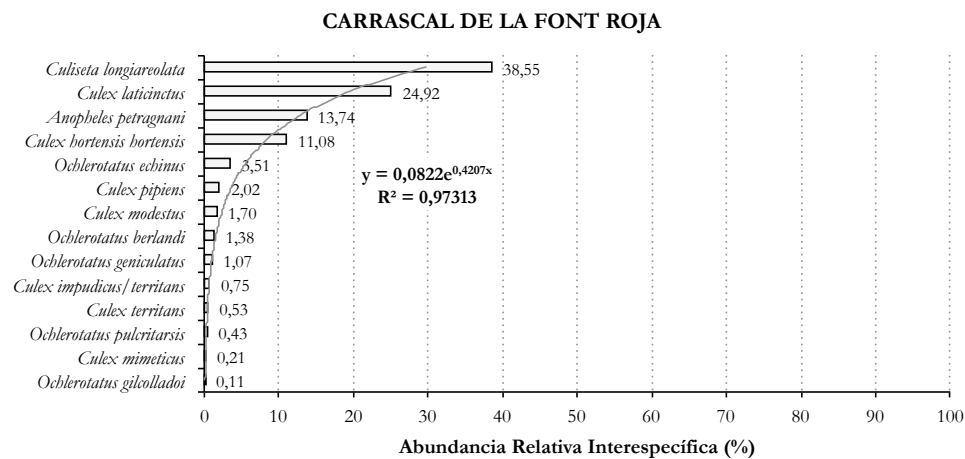
4.3.2.1. Abundancias relativas

A continuación, se ofrece la información referente a la abundancia relativa, dominancia y rareza específica (abundancia relativa <5,0%) para cada parque natural (Magurran, 1988). Paralelamente, se ha llevado a cabo un análisis de regresión no lineal para comprobar el ajuste de abundancias a algún modelo de este tipo. Se han elegido dos variantes: el análisis mediante *línea de tendencia potencial*, que compara medias de datos que aumentan a un ritmo específico, y el análisis mediante *línea de tendencia exponencial*, que permite la comparación de datos que aumentan o disminuyen a

intervalos cada vez mayores. Este tipo de análisis permite extrapolar la relación entre las variables, además de actuar como una herramienta efectiva para el estudio de la dominancia interespecífica en cada caso.

4.3.2.1.1. Parque Natural del Carrascal de la Font Roja

A nivel específico, se distinguen hasta cuatro especies claramente dominantes (gráfico 4.3.2.1.1.1) en el Parque Natural del Carrascal de la Font Roja. En primer lugar destaca *Cs. longiareolata* (38,55%), seguida de *Cx. laticinctus* (24,92%), ambas especies frecuentemente capturadas en biotopos de origen antrópico, siendo éstos los bebederos para animales instalados en el parque natural.



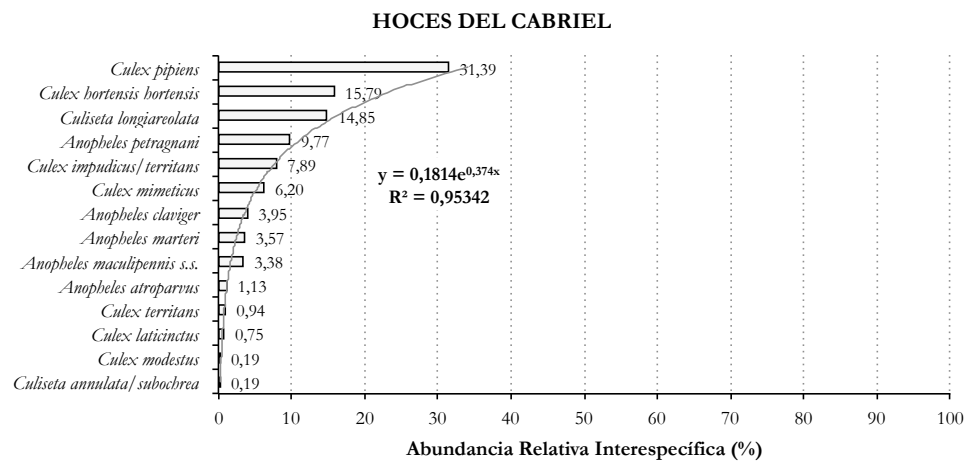
Gráf. 4.3.2.1.1.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural del Carrascal de la Font Roja. Valor de ajuste de $R^2 = 0,97313$.

Las otras dos especies mejor representadas, reúnen valores de abundancia relativa inferiores al 15%, *An. petragani* (13,74%) y *Cx. hortensis hortensis* (11,08%); mientras que la abundancia relativa del resto de especies evidenciadas, se registra por debajo del 5% restante. Las capturas de la Font Roja se ajustan al modelo exponencial, con un buen nivel de ajuste, observándose el valor de $R^2_{\text{FONT ROJA}}$ muy cercano a 1,00.

4.3.2.1.2. Parque Natural de las Hoces del Cabriel

Si analizamos la abundancia relativa de las especies evidenciadas en las Hoces del Cabriel (gráfico 4.3.2.1.2.1), puede destacarse a tres de ellas como claramente dominantes en el parque natural. En primer lugar, y sobresaliendo por encima del resto, señalar a *Cx. pipiens* (31,39%) como la especie dominante por excelencia en este ambiente, seguida de *Cx. hortensis hortensis* (15,79%) y *Cs. longiareolata* (14,85%). El resto de las especies capturadas, hasta completar el total de 14 detectadas en el parque, mostraron valores de abundancia relativa situados por debajo del 10%. Al igual que

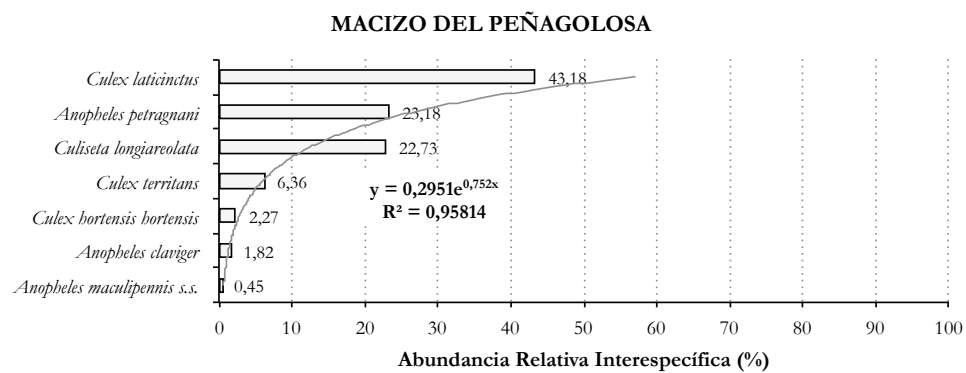
ocurre en el caso del Carrascal de la Font Roja, puede observarse un valor de $R^2_{\text{HOCES CABRIEL}}$ muy cercano a 1,00, lo que se traduce en un buen ajuste al modelo de regresión aplicado, que de nuevo vuelve a ser de tipo exponencial.



Gráf. 4.3.2.1.2.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de las Hoces del Cabriel. Valor de ajuste de $R^2 = 0,95342$.

4.3.2.1.3. Parque Natural del Macizo del Peñagolosa

Analizando la abundancia relativa interespecífica del Macizo del Peñagolosa, debemos destacar como claramente dominante a la especie *Cx. laticinctus* (43,18%), seguida de *An. petragrani* (23,18%) y *Cs. longiareolata* (22,73%), ambas especies con abundancias relativas muy similares. El resto de especies identificadas, muestran abundancias relativas inferiores al 10%, considerándose raras (<5%) *Cx. hortensis hortensis* (2,27%), *An. claviger* (1,82%) y *An. maculipennis s.s.* (0,45%).

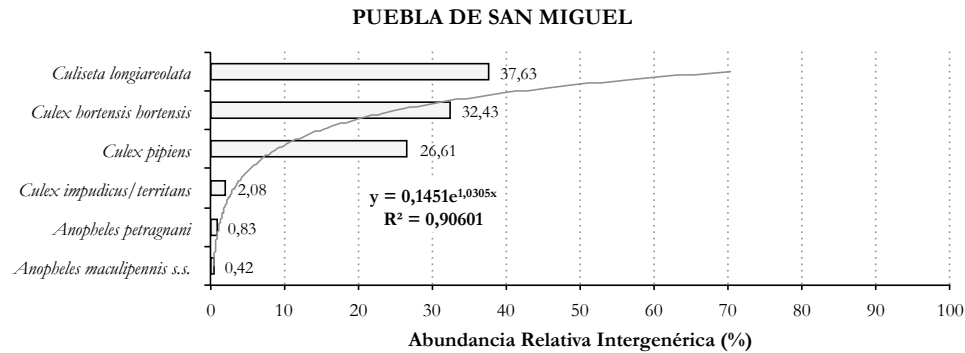


Gráf. 4.3.2.1.3.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural del Macizo del Peñagolosa. Valor de ajuste de $R^2 = 0,95814$.

Aún cuando el análisis de regresión exponencial muestra un buen ajuste en su valor de $R^2_{\text{PEÑAGOLOSA}}$, se observa una disyunción acentuada en las abundancias de *Cx. laticinctus* y *Cs. longiareolata*. Este hecho, puede explicarse atendiendo a las características ecológicas de las especies, las cuales fueros halladas cohabitando en el 80% de los biotopos estudiados, lo que significa que, a pesar de la mayor dominancia de *Cx. laticinctus*, *Cs. longiareolata* es capaz de explotar los mismos recursos y, por tanto, ser susceptible de alcanzar valores de abundancia similares a los de *Cx. laticinctus* (gráfico 4.3.2.1.3.1).

4.3.2.1.4. Parque Natural de la Puebla de San Miguel

En el caso del Parque Natural de la Puebla de San Miguel, el análisis de la abundancia relativa interespecífica revela la presencia de tres especies claramente dominantes: *Cs. longiareolata* (37,63%), *Cx. hortensis hortensis* (32,43%) y *Cx. pipiens* (26,61%). Las tres especies restantes capturadas en el parque, muestran abundancias relativas inferiores al 5%, conformando el elenco de especies raras evidenciadas en el parque natural (gráfico 4.3.2.1.4.1).



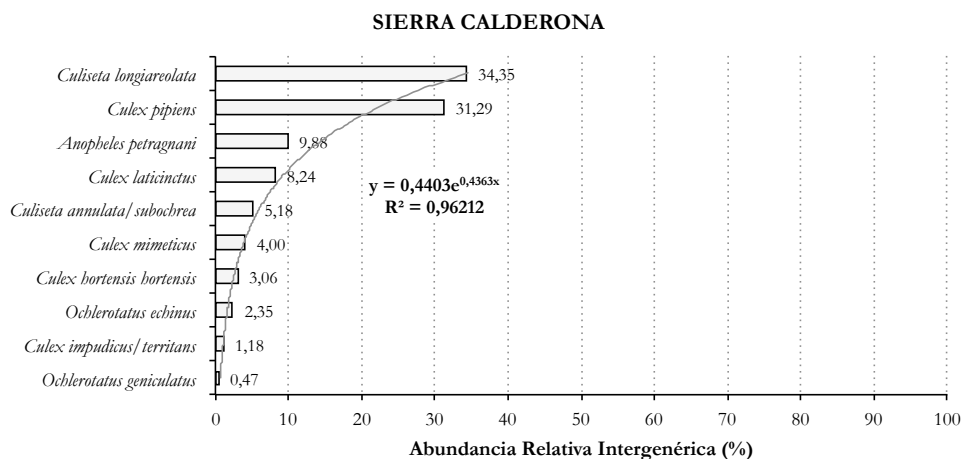
Gráf. 4.3.2.1.4.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de la Puebla de San Miguel. Valor de ajuste de $R^2 = 0,90601$.

A pesar de que el valor de R^2_{PUEBLA} muestra un buen nivel de ajuste, el modelo de regresión exponencial predice una mayor abundancia relativa para *Cs. longiareolata*. Esto puede explicarse por las abundantes capturas de *Cx. pipiens*, cuya plasticidad ecológica le permite colonizar gran cantidad de biotopos larvarios, en numerosas ocasiones, en cohabitación con otras especies de mosquitos (62,5% de casos con *Cs. longiareolata*) y, por tanto, compitiendo por los recursos disponibles con éstas.

4.3.2.1.5. Parque Natural de la Sierra Calderona

La Sierra Calderona agrupa un total de 10 especies diferentes, entre las que destacan por encima del resto mostrando un elevado grado de dominancia, *Cs.*

longiareolata (34,35%) y *Cx. pipiens* (31,29%), ambas caracterizadas por su elevado grado de plasticidad ecológica. En otro orden de magnitud, y en cuanto a nivel dominancia se refiere, podemos destacar a *An. petragrani* (9,88%), *Cx. laticinctus* (8,24%) y *Cs. annulata/subochrea* (5,18%). El resto de las especies detectadas en el parque, registraron abundancias relativas inferiores al 5% (**gráfico 4.3.2.1.5.1**), por lo que conforman el conjunto de especies raras de la comunidad estudiada.



Gráf. 4.3.2.1.5.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra Calderona. Valor de ajuste de $R^2 = 0,96212$.

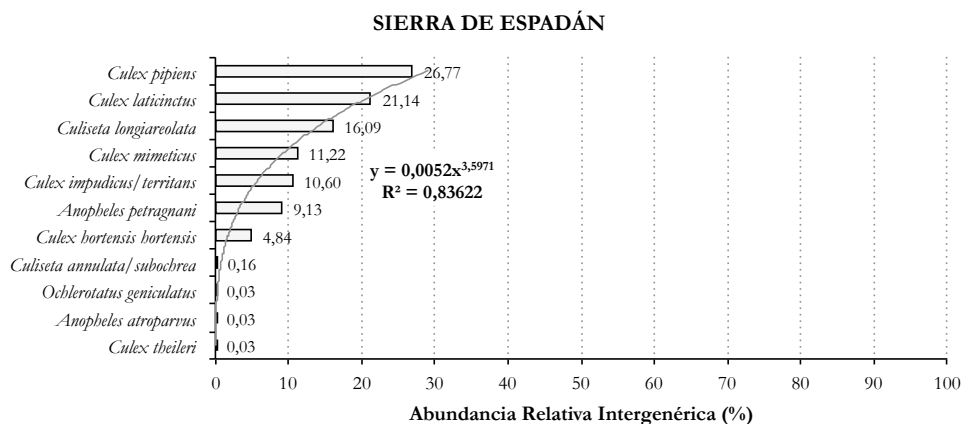
La Sierra Calderona, es testigo de un caso similar al descrito para la Puebla de San Miguel, en el que el modelo de regresión exponencial predice una abundancia menor para *Cx. pipiens*, a pesar del buen ajuste exhibido por el coeficiente $R^2_{\text{CALDERONA}}$. De nuevo, la enorme plasticidad ecológica de la especie, se postula como principal factor explicativo de la gran abundancia exhibida por la especie.

4.3.2.1.6. Parque Natural de la Sierra de Espadán

Entre las 10 especies detectadas en la Sierra de Espadán, destacan claramente por encima del resto, *Cx. pipiens* (26,77%) y *Cx. laticinctus* (21,14%). En otro orden de magnitud, revelan una dominancia destacable *Cs. longiareolata* (16,02%), *Cx. mimeticus* (11,22%) y *Cx. impudicus/territans* (10,60%). El resto de las especies representadas, mostraron abundancias relativas inferiores al 10% (**gráfico 4.3.2.1.6.1**), quedando por debajo del 5,0% y, por tanto, formando el catálogo de especies raras *Cx. bortenensis bortenensis* (4,84%), *Cs. annulata/subochrea* (0,16%), *Oc. geniculatus* (0,03%) y *An. atroparvus* (0,03%).

El análisis de abundancia relativa interespecífica de la Sierra de Espadán, muestra ajuste al modelo potencial ($R_2 = 0,83622$), a diferencia del observado en los parques anteriormente estudiados que exhibían ajuste al modelo exponencial. Puede

observarse una disyunción entre las abundancias predichas de *Cx. pipiens* y *Cx. laticinctus*, hecho causado, probablemente, por las exigencias bioecológicas de ambas especies a nivel larvario. Estas resultarían en la competencia directa entre ambas especies por los recursos disponibles, marco que queda ratificado atendiendo al porcentaje de cohabitación larvaria, cuyo valor observado es del 24,61% de los casos estudiados.

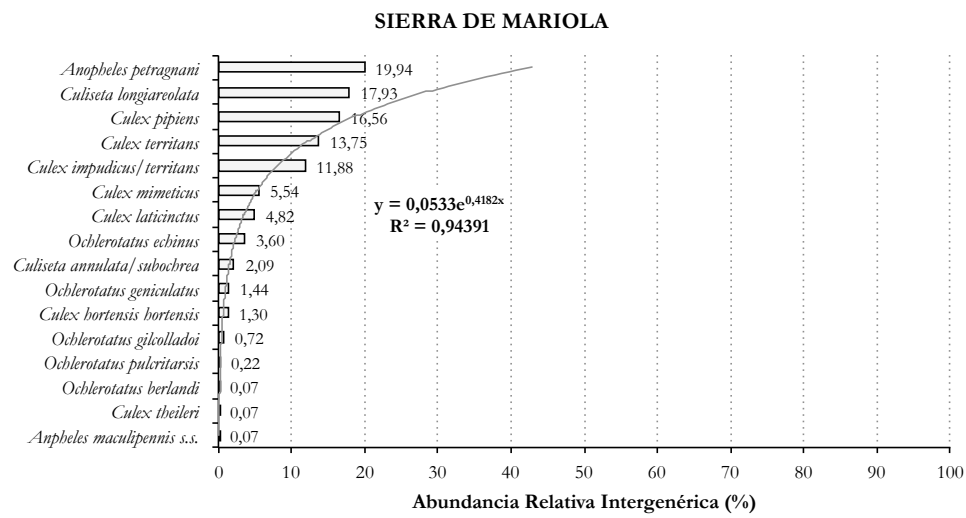


Gráf. 4.3.2.1.6.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra de Espadán. Valor de ajuste de $R^2 = 0,83622$.

4.3.2.1.7. Parque Natural de la Sierra de Mariola

La Sierra de Mariola es el parque natural que registra un mayor número de especies y, por tanto, una mayor riqueza específica ($S=16$). Realizando un análisis minucioso de las abundancias interespecíficas, puede evidenciarse la clara dominancia de tres de las especies evidenciadas en el parque. En primer lugar destaca, por encima del resto, *An. petragrani* (19,94%), seguido de *Cs. longiareolata* (17,93%) y *Cx. pipiens* (16,56%). En otro orden de magnitud, destaca el complejo específico *Cx. impudicus/territans* (11,88%), mientras que las abundancias relativas del resto de especies evidenciadas, se sitúan por debajo del 5% de representatividad (**gráfico 4.3.2.1.7.1**), conformando, de esta manera, el conjunto de especies raras detectadas o la rareza específica.

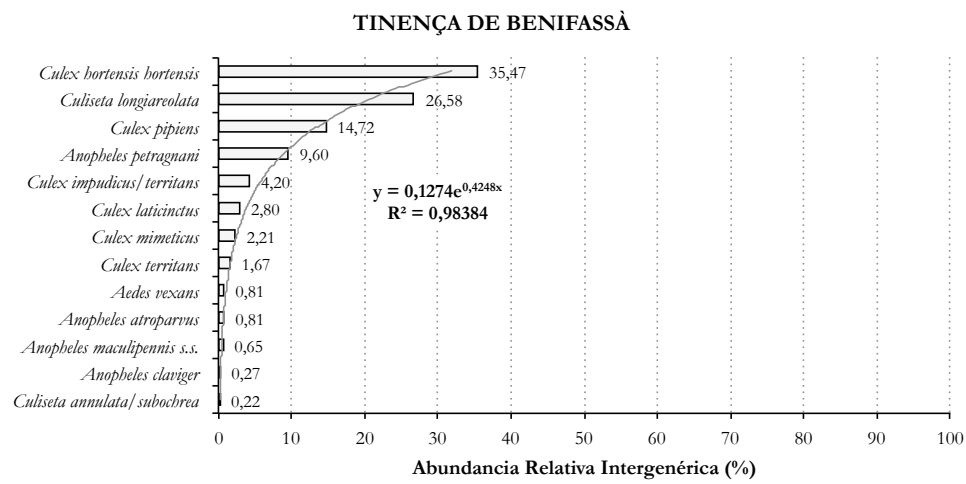
De nuevo, en el caso de la Sierra de Mariola, y a pesar del buen ajuste al modelo de regresión exponencial (con un coeficiente R^2_{MARIOLA} cercano a 0,95), puede observarse la misma situación comentada con anterioridad. La disyunción existente entre las capturas de las especies más abundantes y la curva exponencial, puede explicarse por competencia establecida entre especies por la obtención de recursos.



Gráf. 4.3.2.1.7.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra de Mariola. Valor de ajuste de $R^2 = 0,94391$.

4.3.2.1.8. Parque Natural de la Tinença de Benifassà

En la Tinença de Benifassà, se han detectado 13 especies de mosquitos, entre las que destacan, en términos de abundancia relativa, *Cx. hortensis hortensis* (35,47%) y *Cs. longiareolata* (26,58%). Otras especies bien representadas en el parque fueron *Cx. pipiens* y *An. petragrani*, que registraron abundancias relativas del 14,72% y 9,60% respectivamente (**gráfico 4.3.2.1.8.1**).

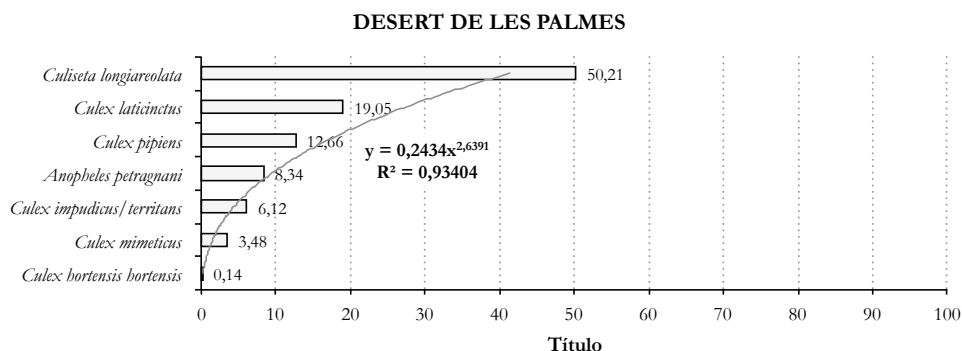


Gráf. 4.3.2.1.8.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de la Tinença de Benifassà. Valor de ajuste de $R^2 = 0,98384$.

El resto de las especies capturadas presentaron abundancias por debajo del 5% de representatividad, por lo que quedaron englobadas en el conjunto de especies raras evidenciadas para este parque natural. Destacar el elevado nivel de ajuste al modelo de regresión exponencial ($R_2 = 0,98384$).

4.3.2.1.9. Parque Natural del Desert de les Palmes

En el Desert de les Palmes (**gráfico 4.3.2.1.9.1**) destaca *Cs. longiareolata* (50,21%), con un margen de diferencia con respecto a la siguiente especie, *Cx. laticinctus* (19,05%), de 31,16 puntos porcentuales. A continuación, en términos de dominancia, destaca *Cx. pipiens* (12,66%), mientras que el resto de especies capturadas en el parque natural, registran abundancias relativas por debajo del 10%, situándose por debajo del 5,00% de abundancia relativa *Cx. mimeticus* (3,48%) y *Cx. hortensis hortensis* (0,14%), constituyendo ambas el par de especies raras evidenciadas en el parque.



Gráf. 4.3.2.1.9.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural del Desert de les Palmes. Valor de ajuste de $R^2 = 0,93404$.

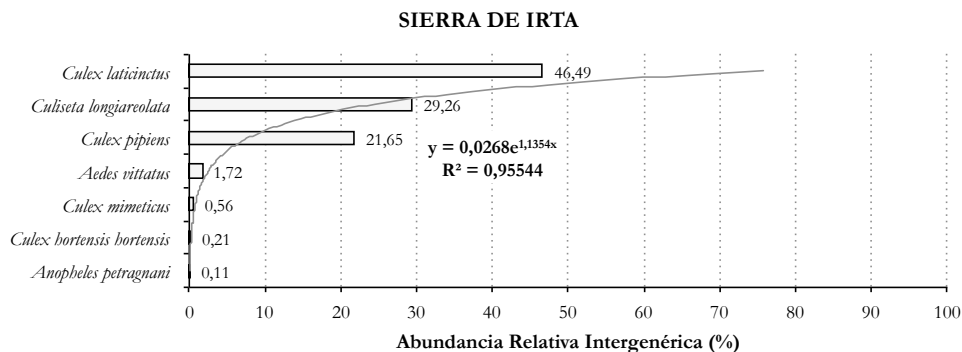
Por otro lado, el análisis de regresión no lineal, desveló que la serie de capturas de este parque se ajusta mucho mejor al modelo potencial que al exponencial, habiéndose calculado un coeficiente R^2_{PALMES} cercano a 0,95.

4.3.2.1.10. Parque Natural de la Sierra de Irta

El Parque Natural de la Sierra de Irta, registra tres especies como claramente dominantes sobre el resto de las capturadas. En primer lugar, destaca *Cx. laticinctus* (46,49%), cuya abundancia relativa supone, aproximadamente, la mitad de la representatividad específica en el parque. En otro orden de magnitud, destacan *Cs. longiareolata* (29,26%) y *Cx. pipiens* (21,65%), cuya suma constituye la mitad restante de la representatividad específica (**gráfico 4.3.2.1.10.1**).

El resto de especies capturadas, registraron abundancias relativas por debajo del 2%, lo que hace suponer que su captura fue meramente esporádica y accidental.

Este fenómeno, probablemente debido al aprovechamiento puntual de condiciones y biotopos larvarios incluidos en el ámbito del parque natural, fue observado aún cuando las características generales de este ambiente no son las óptimas para el desarrollo de este tipo de especies de mosquitos, considerados como característicos de ambientes de montaña (Bueno Marí *et al.*, 2009).



Gráf. 4.3.2.1.10.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de la Sierra de Irtá. Valor de ajuste de $R^2 = 0,95544$.

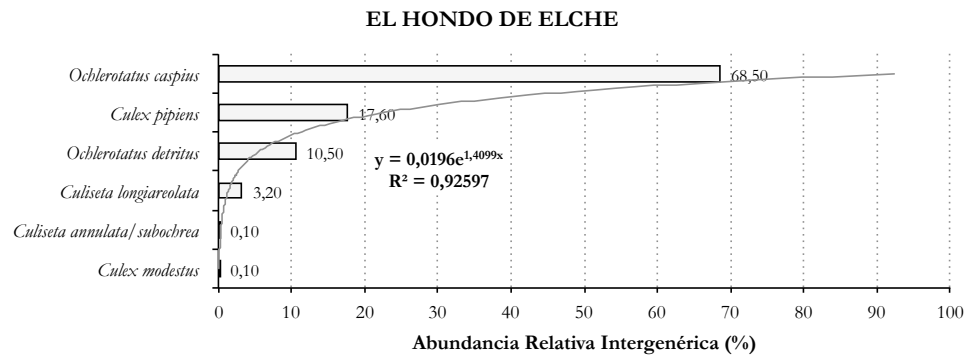
Otro aspecto destacable del análisis de regresión aplicado a esta serie de capturas, es que se ajusta de forma más exacta al modelo exponencial, aún cuando se observa una disyunción en las capturas de *Cx. laticinctus* con respecto a las de *Cx. pipiens*. De nuevo, la explicación a esta situación, la podemos achacar a la competencia por recursos entre las tres especies dominantes, cuyos biotopos larvarios se solapan, tal y como demuestra la observación de los niveles de cohabitación larvaria: 70,77% para *Cx. laticinctus* con *Cs. longiareolata*; 39,19% para *Cx. pipiens* con *Cs. longiareolata* y 32,86% para *Cx. laticinctus* con *Cx. pipiens*.

4.3.2.1.11. Parque Natural del Hondo de Elche

Se ha conseguido evidenciar un total de 6 especies de mosquitos en el Parque Natural del Hondo de Elche (**gráfico 4.3.2.1.11.1**). De entre ellas, destaca sobremanera *Oc. caspius* (68,50%), hecho habitual en los humedales costeros valencianos (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008).

En otro orden de magnitud, destaca *Cx. pipiens* (17,60%), cuya abundancia relativa supera incluso a otro componente típico de estos ambientes, *Oc. detritus* (10,50%); fenómeno debido, probablemente, a la competencia interespecífica establecida entre los dos componentes del género *Ochlerotatus*. El resto de especies capturadas, registraron valores de abundancia relativa por debajo del 5% de representatividad, constituyendo el conjunto de especies raras *Cs. longiareolata*, *Cs. annulata/subochrea* y *Cx. modestus*, con porcentajes de abundancia relativa de 3,20%,

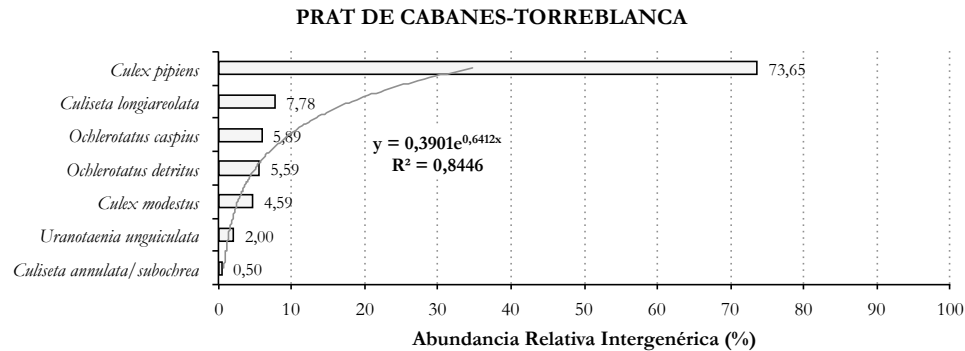
0,10% y 0,10% respectivamente. De nuevo, en este caso, se produce un mejor ajuste de los datos de captura al modelo exponencial, habiéndose obtenido un coeficiente de correlación R^2_{HONDO} de 0,9297.



Gráf. 4.3.2.1.11.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural del Hondo de Elche. Valor de ajuste de $R^2 = 0,92597$.

4.3.2.1.12. Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca

De entre las 7 especies capturadas en el Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca destaca, muy por encima del resto, *Cx. pipiens* (73,65%), cuya abundancia relativa supone casi las dos terceras partes de la representatividad específica del parque (gráfico 4.3.2.1.12.1).



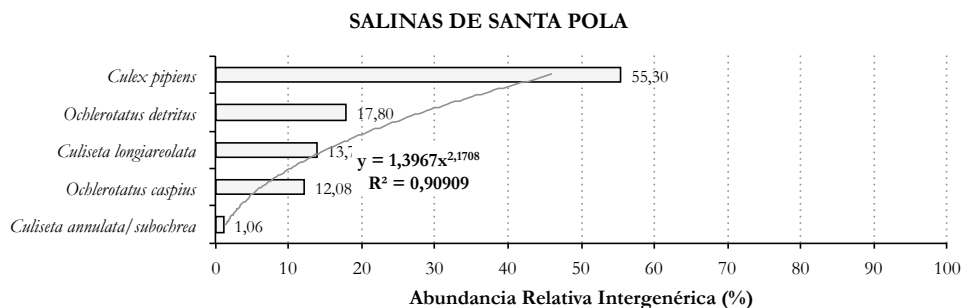
Gráf. 4.3.2.1.12.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural del Prat de Cabanes-Torreblanca. Valor de ajuste de $R^2 = 0,8446$.

En un orden de magnitud muy inferior, destacan tres especies de entre las restantes: *Cs. longiareolata* (7,78%), *Oc. caspius* (5,89%) y *Oc. detritus* (5,59%). El resto de especies capturadas, presentaron abundancias relativas inferior al 5%, lo que hace pensar en que su captura se produjo en biotopos aislados con respecto a las

principales zonas de muestreo del parque. De nuevo, la serie de captura del Prat de Cabanes-Torreblanca, vuelve a presentar un mejor ajuste al modelo de regresión exponencial, si bien es cierto que con un coeficiente de correlación R^2_{PRAT} menor que el calculado para otros parques naturales.

4.3.2.1.13. Parque Natural de las Salinas de Santa Pola

De entre las 5 especies capturadas en el Parque Natural de las Salinas de Santa Pola, destaca por encima del resto *Cx. pipiens* (55,30%), con una representatividad específica superior al 50% de las capturas. En un orden de magnitud mucho menor, con una representatividad inferior al 20% de abundancia relativa, destacan especies típicas de ambientes de aguas salobres como *Oc. detritus* (17,80%) y *Oc. caspius* (12,08%), o fuertemente ligadas a biotopos de origen antrópico como es el caso de *Cs. longiareolata* (13,77%) (Bueno Mari & Jiménez Peydró, 2011d).



Gráf. 4.3.2.1.13.1. Abundancia relativa interespecífica de mosquitos en el Parque Natural de las Salinas de Santa Pola. Valor de ajuste de $R^2 = 0,90909$.

La última especie evidenciada en el parque, el complejo *Cs. annulata/subochrea*, registra una abundancia relativa inferior al 5%, conformando la rareza específica evidenciada en el parque natural. En este caso, la serie de captura presenta un mejor ajuste a un modelo de regresión potencial, con un coeficiente de correlación R^2_{SALINAS} muy cercano a 0,91.

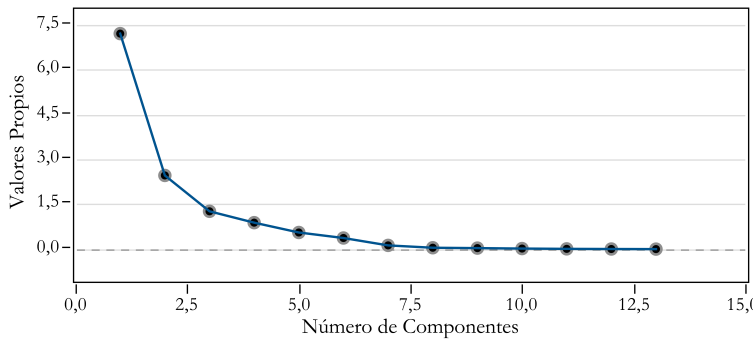
4.3.2.1.14. Análisis factorial: análisis de componentes principales

Al igual que con las categorías de los parques naturales, se llevó a cabo un *Análisis de Componentes Principales* (PCA) para explorar la variación de la abundancia larvaria en función del parque natural considerado. Para ello, se seleccionaron como variables del PCA los parques (FR, DP, HC, HE, MP, PC, PS, SS, SC, SE, SE, SM y TB). La **tabla 4.3.2.1.14.1** recoge los resultados del análisis con el menor número de combinaciones de las 13 variables estudiadas, así como los coeficientes de las ecuaciones de los componentes principales.

Análisis de Componentes Principales			
Nº de componente	Valor propio	% de varianza	% acumulado
1	7,216	55,510	55,510
2	2,467	18,976	74,486
3	1,266	9,739	84,225
4	0,886	6,816	91,041
5	0,557	4,284	95,325
6	0,372	2,862	98,187
7	0,125	0,961	99,148
8	0,046	0,353	99,501
9	0,034	0,259	99,760
10	0,019	0,143	99,903
11	0,009	0,066	99,969
12	0,004	0,029	99,998
13	0,000	0,002	100,00

Tab. 4.3.2.1.14.1. Descriptores estadísticos asociados al *Análisis de Componentes Principales*: valores propios, porcentaje de varianza y porcentaje de varianza explicado para las capturas.

A raíz de los datos presentados en la tabla anexa, puede observarse la extracción de 3 componentes principales que explican un 84,23% de la variabilidad total observada (55,51%; 18,98% y 9,74% de varianza observada respectivamente). Estas mismas apreciaciones quedan reflejadas en el gráfico de sedimentación (**gráfico 4.3.2.1.14.1**), donde se observa un cambio de tendencia a partir del componente 3, cayendo progresivamente la variabilidad registrada por los componentes situados a la derecha de éste.



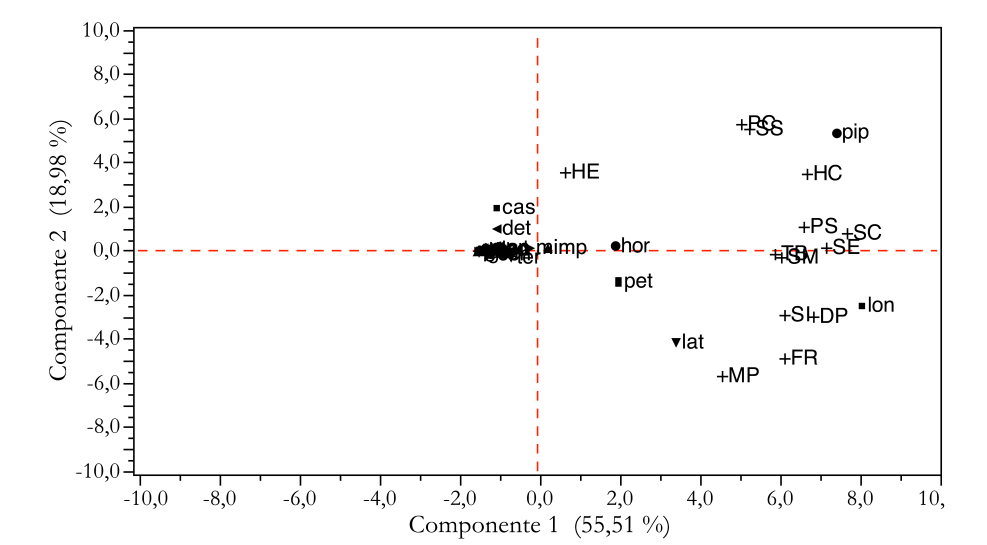
Gráf. 4.3.2.1.14.1. Gráfico de sedimentación obtenido a partir del PCA. Los tres primeros componentes explican el 84,23% de la variabilidad total observada.

La **tabla 4.3.2.1.14.2** muestra los coeficientes de las ecuaciones de los componentes principales. Como ejemplo, el primer componente principal presentaría la siguiente ecuación descriptiva: $0,763 \text{ FR} + 0,849 \text{ DP} + 0,832 \text{ HC} + 0,568 \text{ MP} + 0,628 \text{ PC} + 0,823 \text{ PS} + 0,654 \text{ SS} + 0,954 \text{ SC} + 0,765 \text{ SI} + 0,891 \text{ SE} + 0,752 \text{ SM} + 0,733 \text{ TB}$.

Tabla de Saturaciones de Componentes Extraídos			
	Componente 1	Componente 2	Componente 3
FR	0,763	-0,600	-
DP	0,849	-0,370	-
HC	0,832	0,425	-0,243
HE	-	0,433	0,447
MP	0,568	-0,700	0,322
PC	0,628	0,703	0,205
PS	0,823	0,130	-0,474
SS	0,654	0,679	0,244
SC	0,954	-	-
SI	0,765	-0,359	0,408
SE	0,891	-	0,235
SM	0,752	-	-
TB	0,733	-	-0,592

Tab. 4.3.2.1.14.2. Resumen de las saturaciones de cada una de las variables descriptivas de los 13 componentes resultantes del PCA.

De entre los datos presentados en la tabla anexa destacan, por la elevada saturación exhibida en el componente 1, las variables SC, SE, DP, HC y PS, las cuales ejercen una fuerte influencia sobre dicho componente. Este fenómeno queda representado de forma gráfica en el **gráfico 4.3.2.1.14.2**.



Gráf. 4.3.2.1.14.2. Representación bidimensional que muestra la saturación relativa de cada variable analizada para los trece componentes obtenidos del PCA.

A partir de la representación gráfica del PCA, pueden realizarse una serie de consideraciones de interesante discusión. En primer lugar, recalcar la estrecha relación observada entre *Oc. caspius* y *Oc. detritus* junto con HE, donde la primera de estas

especies ejerce una fuerte dominancia sobre el resto de especies de la comunidad. Este mismo fenómeno es observable en el caso de *Cx. pipiens* y los parques HC, SS y PC, en los cuales domina fuertemente las comunidades de culícidos establecidas en dichas áreas. Igualmente interesante es la asociación evidenciada entre *Cs. longiareolata* y los parques DP y SI; observándose un fenómeno similar entre *Cx. laticinctus* y las áreas naturales MP y FR. Por último, señalar la aportación en origen de especies como *An. petragrani*, *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. impdicus/territans* y *Cx. mimeticus* al conjunto de SINT formado por SC, SE, PS, SM y TB, contribuyendo a la definición del eje más próximo a estos parques naturales.

4.3.2.2. Modelos paramétricos

A continuación se detalla el desglose del cálculo de los modelos paramétricos aplicados a los parques naturales estudiados.

Serie geométrica

Las pruebas de bondad de ajuste realizadas sobre nuestros datos para testar el ajuste al modelo de abundancia de la serie geométrica, se muestran a continuación:

	$N_{\min}/N$	K	Ck	$\sum \chi^2$	χ^2_{tablas} ($p = 0,05$)	g.l.	Sig.
FR	0,0011	0,3595	1,0020	207,89	22,362	13	SI
HC	0,0019	0,3276	1,0039	112,00	22,362	13	SI
MP	0,0045	0,5520	1,0036	165,36	12,590	6	SI
PS	0,0042	0,6340	1,0004	621,71	11,070	5	SI
SC	0,0047	0,3880	1,0074	120,80	16,920	9	SI
SE	0,0003	0,5600	1,0003	5580,61	16,920	9	SI
SM	0,0007	0,3400	1,0013	419,21	24,996	15	SI
TB	0,0022	0,3450	1,0041	363,28	21,030	12	SI
DP	0,0014	0,6380	1,0008	969,99	12,590	6	SI
SI	0,0014	0,6530	1,0006	3819,31	12,590	6	SI
HE	0,0013	0,7150	1,0005	1432,10	11,070	5	SI
PC	0,0049	0,5440	1,0041	759,71	12,590	6	SI
SS	0,0106	0,6416	1,0059	599,73	9,490	4	SI

Tab. 4.3.2.2.1. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de la serie geométrica de los parques naturales estudiados.

A la luz de los resultados expuestos, queda demostrado que ninguna serie de captura se ajusta al modelo propuesto por la serie geométrica. Ello implica que, tanto el uso de recursos como el tiempo de asentamiento de especies, se realizan de forma heterogénea, por lo que cabe pensar que las capturas responden a estados avanzados de sucesión.

Serie logarítmica

Las pruebas de bondad de ajuste de los datos recolectados en los parques naturales al modelo, son las que se muestran a continuación:

Clase	Límite Superior	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES					
		FR	HC	MP	PS	SC	SE
1	2,5	3,49	3,93	2,05	1,44	2,74	1,88
2	4,5	1,35	1,51	0,79	0,56	1,05	0,73
3	8,5	0,84	0,94	0,49	0,35	0,66	0,46
4	16,5	0,61	0,68	0,35	0,25	0,48	0,33
5	32,5	0,48	0,53	0,27	0,20	0,37	0,26
6	64,5	0,40	0,43	0,22	0,16	0,30	0,22
7	128,5	0,33	0,37	0,19	0,14	0,26	0,18
8	256,5	0,29	0,32	-	0,12	0,22	0,16
9	512,5	0,26	-	-	-	-	0,14
10	1024,5	-	-	-	-	-	0,07
11	∞	-	-	-	-	-	-

Clase	Límite Superior	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES						
		SM	TB	DP	SI	HE	PC	SS
1	2,5	3,80	2,83	1,95	1,30	1,32	1,52	1,17
2	4,5	1,47	1,10	1,02	0,50	0,51	0,59	0,45
3	8,5	0,93	0,69	0,64	0,32	0,32	0,37	0,28
4	16,5	0,68	0,50	0,47	0,23	0,24	0,27	0,21
5	32,5	0,53	0,39	0,37	0,18	0,19	0,21	0,16
6	64,5	0,44	0,32	0,30	0,15	0,15	0,17	0,13
7	128,5	0,37	0,28	0,26	0,13	0,13	0,15	0,11
8	256,5	0,33	0,24	0,22	0,11	0,11	0,13	0,10
9	512,5	0,29	0,21	0,20	0,10	0,10	0,11	0,09
10	1024,5	-	0,19	-	0,09	0,05	0,05	0,04
11	∞	-	-	-	0,04	-	-	-

Clase	Límite superior	χ^2					
		FR	HC	MP	PS	SC	SE
1	2,5	0,634	0,946	0,538	0,137	1,103	0,008
2	4,5	0,09	0,173	0,058	0,347	1,055	0,729
3	8,5	1,584	1,193	0,536	0,350	0,179	0,641
4	16,5	9,287	0,150	1,191	2,180	4,878	0,334
5	32,5	0,560	4,064	0,274	0,200	7,125	0,263
6	64,5	0,926	15,174	14,120	0,164	9,446	0,217
7	128,5	1,323	7,300	3,509	5,313	0,257	0,185
8	256,5	10,086	1,486	-	29,211	14,259	4,379
9	512,5	2,170	-	-	-	-	57,384
10	1024,5	-	-	-	-	-	131,573
11	∞	-	-	-	-	-	-

Clase	Límite Superior	χ^2						
		SM	TB	DP	SI	HE	PC	SS
1	2,5	0,167	2,826	0,463	1,292	1,322	1,521	1,168
2	4,5	0,153	0,009	1,020	0,490	0,514	0,590	0,452
3	8,5	0,927	0,142	0,639	1,479	1,421	0,370	0,283
4	16,5	0,154	12,447	1,099	2,563	0,236	0,270	0,206
5	32,5	11,400	0,930	9,586	0,180	3,566	2,924	0,162
6	64,5	0,711	8,636	2,168	4,817	0,153	45,656	5,631
7	128,5	7,043	1,898	2,729	0,128	5,787	4,881	31,455
8	256,5	41,335	2,409	3,301	0,111	6,907	0,129	0,098
9	512,5	1,748	15,081	-	0,098	0,101	0,114	9,623
10	1024,5	-	3,458	-	41,475	19,627	17,134	0,040
11	∞	-	-	-	22,507	-	-	-

	FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM
$\sum \chi^2$	26,66	30,49	20,23	37,90	38,30	195,71	63,64
g.l.	8	7	6	7	7	9	8
χ^2_{tabla}	$p=0,05$ 15,51	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 12,59	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51
	$p=0,025$ 17,54	$p=0,025$ 16,01	$p=0,025$ 14,45	$p=0,025$ 16,01	$p=0,025$ 16,01	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 17,54
Sig.	SI	SI	SI	SI	SI	SI	SI
		TB	DP	SI	HE	PC	SS
$\sum \chi^2$	47,84	21,47	52,64	39,633	73,59	49,12	
g.l.	9	8	10	9	9	8	
χ^2_{tabla}	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51	$p=0,05$ 18,31	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51	
	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 17,54	$p=0,025$ 20,48	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 17,54	
Sig.	SI	SI	SI	SI	SI	SI	SI

Tab. 4.3.2.2.2. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de la serie logarítmica de los parques naturales estudiados.

Tal y como sucedía con el análisis de las categorías de parque natural, ninguna serie de capturas se ajustó al modelo de la serie logarítmica. El carácter natural de las áreas de muestreo así como la legislación vigente sobre las mismas, reduce las posibilidades de someter las poblaciones larvarias a estrés, condición normalmente ligada a los tratamientos de control de mosquitos, la ausencia de fuentes de alimentación u hospedadores para los adultos o la ocurrencia de condiciones medioambientales extremas. Esto sugiere que, los factores que regulan la dinámica poblacional de estos insectos en las áreas de estudio, estarán íntimamente relacionados con aspectos intrínsecos a la biología y ecología de las especies capturadas.

Serie Log-normal

Las pruebas de bondad de ajuste de nuestros datos de los parques naturales al modelo de distribución log-normal, son las que se muestran a continuación:

	FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM	TB	DP	SI	HE	PC	SS
$\bar{\chi}$	1,258	1,203	1,119	1,410	1,314	1,765	1,413	1,665	1,639	1,855	1,366	1,705	1,722
σ^2	0,557	0,453	0,465	0,668	0,311	1,485	0,427	0,649	0,710	1,374	1,097	0,568	0,531
γ	0,357	0,301	0,327	0,390	0,193	0,719	0,249	0,330	0,366	0,637	0,658	0,283	0,262
θ	0,180	0,099	0,133	0,245	0,020	2,842	0,051	0,137	0,196	1,589	1,840	0,799	0,608
μ_x	0,977	1,053	0,931	0,991	1,283	-4,11	1,326	1,396	1,258	-1,571	-1,701	0,101	0,492
V_x	0,994	0,677	0,732	1,386	0,362	13,62	0,576	1,178	1,449	8,758	6,209	-0,207	-0,456
Z_0	-1,282	-1,646	-1,439	-1,096	-2,633	1,031	-2,144	-1,563	-1,295	0,429	0,562	3,788	3,018
P_0	0,100	0,049	0,075	0,138	0,004	0,849	0,016	0,059	0,097	0,666	0,394	0,394	0,274
S^*	15,56	14,73	7,57	6,96	10,04	72,61	16,26	13,82	7,75	20,98	9,89	11,54	6,89

Clase	L _{up}	Log ₁₀ L _{Sup}	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES						
			FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM
0	0,5	-0,301	1,56	0,73	0,57	0,94	0,04	61,61	0,26
1	2,5	0,398	2,81	2,39	1,45	1,04	0,67	2,92	1,55
2	4,5	0,653	1,40	1,48	0,81	0,63	0,77	0,93	1,23
3	8,5	0,929	1,70	1,89	0,95	0,70	1,31	0,84	1,86
4	16,5	1,217	1,79	2,04	1,01	0,76	1,79	0,87	2,33
5	32,5	1,512	1,72	1,96	0,90	0,74	1,93	0,77	2,44
6	64,5	1,810	1,42	1,61	0,73	0,65	1,63	0,69	2,35
7	128,5	2,109	1,15	1,15	0,51	0,51	1,05	0,60	1,78
8	256,5	2,409	0,85	1,15	-	0,39	0,54	0,59	1,22
9	512,5	2,710	0,52	0,74	-	-	-	0,45	0,68
10	1024,5	3,011	-	-	-	-	-	0,39	-
11	∞	-	-	-	-	-	-	-	-

Clase	L _{Sup}	Log ₁₀ L _{Sup}	NÚMERO ESPERADO DE ESPECIES					
			TB	DP	SI	HE	PC	SS
0	0,5	-0,301	0,82	0,75	13,98	6,51	4,54	1,89
1	2,5	0,398	1,65	1,10	1,73	2,10	2,15	1,36
2	4,5	0,653	0,96	0,54	0,52	0,49	0,75	0,52
3	8,5	0,929	1,18	0,66	0,55	0,36	0,78	0,57
4	16,5	1,217	1,42	0,73	0,56	0,25	0,74	0,54
5	32,5	1,512	1,49	0,74	0,51	0,14	0,64	0,49
6	64,5	1,810	1,44	0,73	0,47	0,08	0,52	0,41
7	128,5	2,109	1,34	0,65	0,41	0,04	0,42	0,34
8	256,5	2,409	1,09	0,54	0,36	0,01	0,33	0,25
9	512,5	2,710	0,87	0,43	0,35	0,01	0,23	0,19
10	1024,5	3,011	0,62	-	0,27	0,01	0,16	-
11	∞	-	-	-	0,23	-	-	-

	FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM
$\sum \chi^2$	5,223	5,467	4,337	10,442	6,154	97,705	13,217
g.l.	8	7	6	7	7	9	8
χ^2_{tabla}	$p=0,05$ 15,51	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 12,59	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51
	$p=0,01$ 20,09	$p=0,01$ 18,48	$p=0,01$ 16,81	$p=0,01$ 18,48	$p=0,01$ 18,48	$p=0,01$ 21,67	$p=0,01$ 20,09
Sig.	NO	NO	NO	NO	NO	SI	NO
		TB	DP	SI	HE	PC	SS
$\sum \chi^2$		6,430	6,326	32,757	232,048	26,043	17,781
g.l.		9	8	10	9	9	8
χ^2_{tabla}		$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51	$p=0,05$ 18,31	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51
		$p=0,01$ 21,67	$p=0,01$ 20,09	$p=0,01$ 23,21	$p=0,01$ 21,67	$p=0,01$ 21,67	$p=0,01$ 20,09
Sig.		NO	NO	SI	SI	SI	SI/NO

Tab. 4.3.2.2.3. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de la serie log-normal de los parques naturales estudiados.

Los resultados expuestos muestran, como sucedía con el análisis de las categorías de parques naturales, el ajuste de las series de abundancias al modelo log-normal, lo que se traduce en que la dinámica poblacional de los mosquitos de estos parques está regulada por un número diverso de factores. No obstante, es destacable el desajuste de determinadas series al modelo, concretamente aquéllas pertenecientes a humedales y sierras litorales. La explicación a esta situación, puede radicar en extremidad de muchos factores que modelan la fenología de las especies detectadas. Siguiendo esta línea de argumentación, un factor destacado en todos los ambientes que no se ajustan al modelo, es la variabilidad climatológica anual y los agudos periodos de sequía, junto con las características fisico-químicas de las aguas (en general salobres y polisalobres).

Un caso particular de desajuste al modelo, lo constituyen la Sierra de Espadán (SE) y la Sierra de Irta (SI). La primera, destaca por su gran extensión, lo cual propicia el solapamiento de ambientes con características litorales y continentales, por lo que las poblaciones larvarias de mosquitos exhiben características de ambas tipologías. La Sierra de Irta, presenta las características típicas de los parques litorales lo que hace suponer que existe algún/os factor/es adicionales que determinan el número de individuos por especie; es decir su abundancia, además de los comentados anteriormente.

Modelo de Vara Quebrada

Las pruebas de bondad de ajuste de nuestros datos al modelo son las que se muestran a continuación:

	FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM
$\sum \chi^2$	49,75	26,92	17,19	59,38	34,62	779,64	106,21
g.l.	8	7	6	7	7	9	8
χ^2_{tabla}	$p=0,05$ 15,51	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 12,59	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 14,07	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51
χ^2_{tabla}	$p=0,025$ 17,54	$p=0,025$ 16,01	$p=0,025$ 14,45	$p=0,025$ 16,01	$p=0,025$ 16,01	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 17,54
Sig.	SI	SI	SI	SI	SI	SI	SI
		TB	DP	SI	HE	PC	SS
$\sum \chi^2$		128,10	70,53	266,14	113,11	164,28	80,36
g.l.		9	8	10	9	9	8
χ^2_{tabla}		$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51	$p=0,05$ 18,31	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 16,92	$p=0,05$ 15,51
		$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 17,54	$p=0,025$ 20,48	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 19,02	$p=0,025$ 17,54
Sig.		SI	SI	SI	SI	SI	SI

Tab. 4.3.2.2.4. Descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para el modelo de vara quebrada de los parques naturales estudiados.

Como puede observarse en nuestro caso, ninguna de las comunidades estudiadas en los parques naturales de la Comunidad Valenciana se ajustó al modelo de vara quebrada.

4.3.2.3. Índices de diversidad

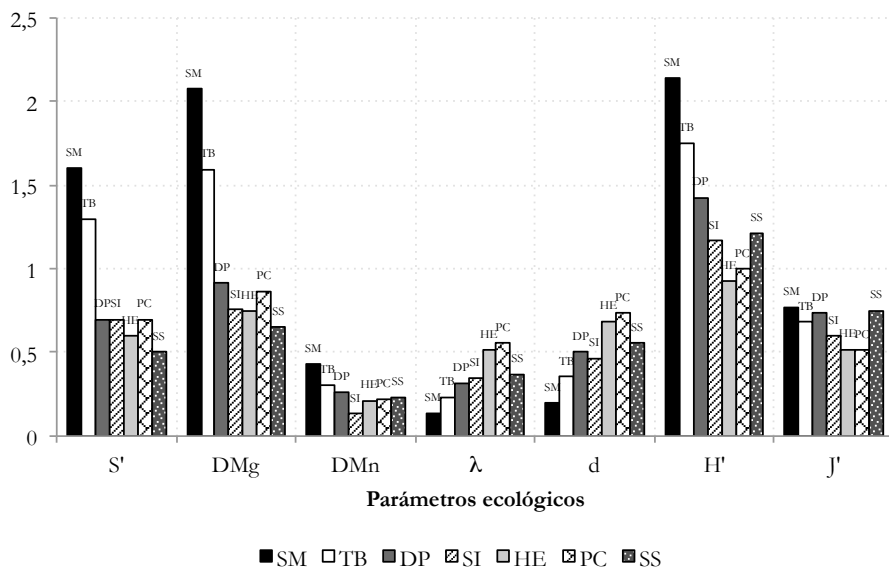
A continuación, se ofrece la información detallada acerca del valor calculado de cada uno de los índices aportados. Igualmente, se ofrece una tabla resumen resumen de los modelos testados, así como la comparativa de los parámetros e índices ecológicos calculados para cada parque natural estudiado (gráfico 4.3.2.3.1a-b):

Diversidad α	FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM
(A) Diversidad							
Riqueza específica ($\mathcal{S}$)	14	14	7	6	10	11	16
Individuos (N)	939	532	220	481	425	3680	1389
Ind. Margalef (D_{Mg})	1,899	2,071	1,112	0,810	1,487	1,218	2,073
Ind. Menhinick (D_{Mn})	0,457	0,607	0,472	0,274	0,485	0,181	0,429
Alfa (α) de Williams ($\mathcal{S}$)	13,993	13,994	6,997	5,998	9,998	9,996	15,997

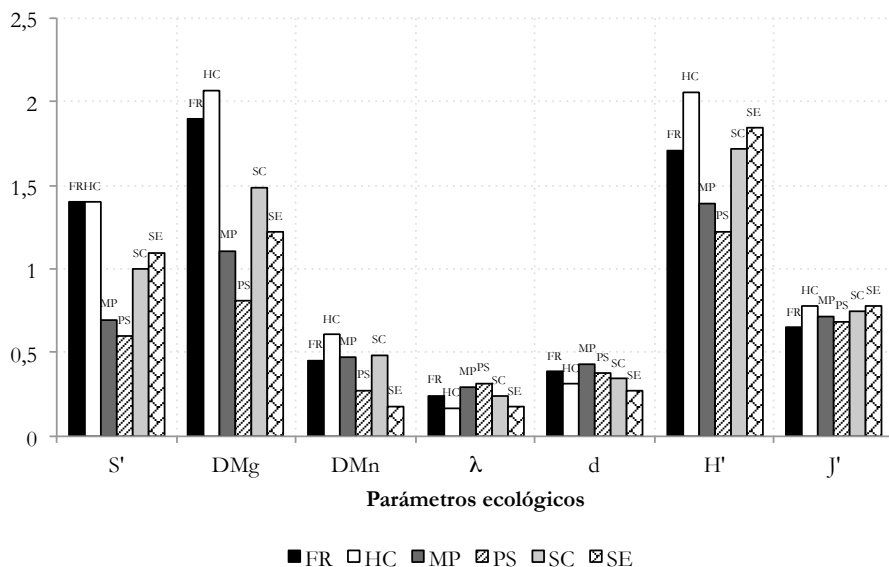
Diversidad α		FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM
<i>Chao 2 Bootstrap replicates</i> (desviación estándar)		14,39 ($\pm 6,99$)	13,31 ($\pm 1,31$)	6,54 ($\pm 1,49$)	5,43 ($\pm 1,04$)	9,45 ($\pm 1,26$)	10,31 ($\pm 1,47$)	15,30 ($\pm 2,30$)
Bootstrap (% S_{max} alcanzado)		17,31 80,8%	15,57 89,9%	7,96 93,5%	6,76 88,8%	10,92 91,6%	12,15 90,5%	17,78 95,6%
Simpson (λ)		0,244	0,169	0,297	0,318	0,238	0,177	0,140
Berger-Parker (d)		0,386	0,314	0,432	0,376	0,344	0,268	0,199
Shannon-Wiener (H)		1,712	2,055	1,397	1,228	1,719	1,841	2,142
Pielou (J)		0,649	0,779	0,718	0,686	0,747	0,778	0,773
(B) Ajuste a modelos								
Serie geométrica		NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO
Serie logarítmica		NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO
Distr. Lor-normal		SI	SI	SI	SI	SI	NO	SI
Vara quebrada		NO	NO	NO	NO	NO	NO	NO
Regr. exponencial	R²	0,9731	0,9534	0,9581	0,9060	0,96212	-	0,9439
Regr. potencial	R²	-	-	-	-	-	0,8900	-

Diversidad α		TB	DP	SI	HE	PC	SS
(A) Diversidad							
Riqueza específica (S)		13	7	7	6	7	5
Individuos (N)		1855	719	2850	791	1002	472
Ind. Margalef (D_{Mg})		1,595	0,912	0,754	0,749	0,868	0,650
Ind. Menhinick (D_{Mn})		0,302	0,261	0,131	0,213	0,221	0,230
Alfa (α) de Williams (S)		13,001	6,999	6,998	5,999	6,999	4,998
<i>Chao 2 Bootstrap replicates</i> (desviación estándar)		12,89 ($\pm 0,69$)	6,64 ($\pm 0,76$)	6,58 ($\pm 0,95$)	5,44 ($\pm 0,96$)	6,87 ($\pm 0,58$)	5,64 ($\pm 0,61$)
Bootstrap (% S_{max} alcanzado)		13,26 98,04%	7,49 93,5%	7,63 91,7%	6,74 89,1%	7,19 97,4%	5,36 93,3%
Simpson (λ)		0,231	0,316	0,349	0,512	0,558	0,371
Berger-Parker (d)		0,355	0,502	0,465	0,685	0,737	0,553
Shannon-Wiener (H)		1,753	1,428	1,166	0,927	0,998	1,211
Pielou (J)		0,683	0,734	0,599	0,518	0,513	0,753
(B) Ajuste a modelos							
Serie geométrica		NO	NO	NO	NO	NO	NO
Serie logarítmica		NO	NO	NO	NO	NO	NO
Distr. Log-normal		SI	NO	SI/NO	NO	NO	NO
Vara quebrada		NO	NO	NO	NO	NO	NO
Regr. exponencial	R²	0,9838	-	0,9554	0,9269	0,9545	-
Regr. potencial	R²	-	0,93404	-	-	-	0,9091

Tab. 4.3.2.3.1. Resumen de los descriptores y estadísticos asociados al cálculo de ajuste de los datos para los modelos testados, así como de los índices de diversidad *alfa*.



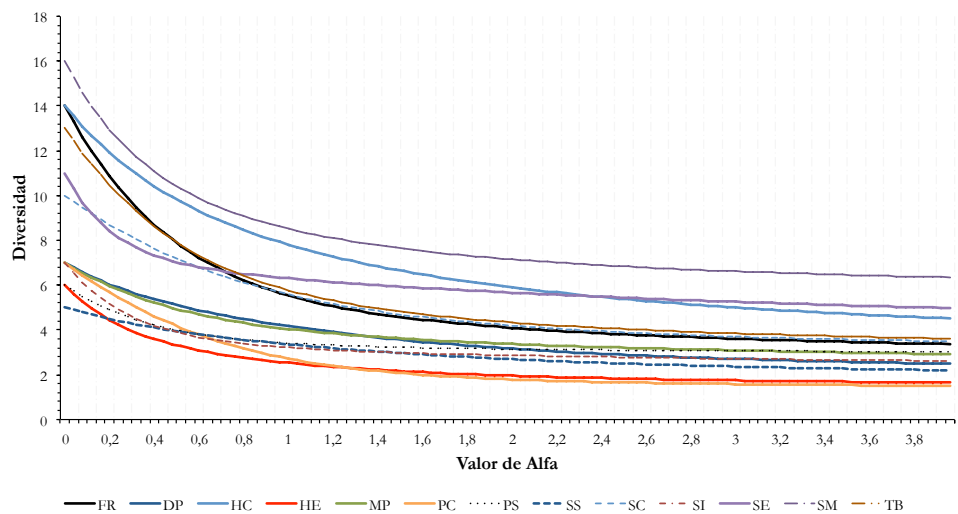
Gráf. 4.3.2.3.1 a-b. Comparativa gráfica de los parámetros ecológicos estudiados por parque. La riqueza ($S'=S/10$) ha sido reescalada para poder facilitar la comparación.



Gráf. 4.3.2.3.1 a-b. Comparativa gráfica de los parámetros ecológicos estudiados por parque. La riqueza ($S'=S/10$) ha sido reescalada para poder facilitar la comparación.

4.3.2.4. Ordenación de la diversidad

A continuación, se presentan los perfiles de diversidad de Rényi (1961) calculados para cada uno de los parques naturales estudiados (**gráfico 4.3.2.4.1**).



Gráf. 4.3.2.4.1. Perfiles de diversidad de Rényi de los parques naturales estudiados.

El análisis de los perfiles de diversidad de Rényi, revela que el Parque Natural de la Sierra de Mariola es el más diverso en términos de riqueza específica y de estructura de la comunidad. Del mismo modo, pero en sentido opuesto, podemos definir al Parque Natural del Hondo de Elche como el menos diverso en los mismos términos. No obstante, la gran cantidad de hábitats analizados provoca fuertes diferencias en la variabilidad y direccionalidad de la diversidad de muchos de los parques estudiados, motivo por el cual sus perfiles se cruzan, no pudiendo ser comparados. Para estudiar en mayor detalle esta casuística, se ofrecen también los resultados de la prueba *t* de Poole (1974) para testar la existencia de diferencias significativas en la diversidad de los parques analizados (tabla 4.3.2.4.1).

	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS
FR	-	t=6,164 p<0,01	t=-6,711 p<0,01	t=17,046 p<0,01	t=5,224 p<0,01	t=14,221 p<0,01	t=11,221 p<0,01
DP	FR>DP	-	t=-12,559 p<0,01	t=11,170 p<0,01	t=0,661 p>0,01	t=8,759 p<0,01	t=4,795 p<0,01
HC	FR<HC	DP<HC	-	t=22,630 p<0,01	t=10,250 p<0,01	t=19,668 p<0,01	t=17,518 p<0,01
HE	FR>HE	DP>HE	HC>HE	-	t=-7,545 p<0,01	t=-1,446 p>0,01	t=-7,139 p<0,01
MP	FR>MP	N.C.	HC>MP	HE<MP	-	t=0,066 p<0,01	t=2,725 p<0,01
PC	FR>PC	DP>PC	HC>PC	N.C.	MP>PC	-	t=-4,923 p<0,01
PS	FR>PS	N.C.	HC>PS	HE<PS	N.C.	N.C.	-
SS	FR>SS	DP>SS	HC>SS	N.C.	MP>SS	N.C.	N.C.
SC	N.C.	DP<SC	HC>SC	HE<SC	MP<SC	PC<SC	PS<SC

	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS
SI	FR>SI	N.C.	HC>SI	HE<SI	MP>SI	N.C.	N.C.
SE	N.C.	DP<SE	N.C.	HE<SE	MP<SE	PC<SE	PS<SE
SM	FR<SM	DP<SM	HC<SM	HE<SM	MP<SM	PC<SM	PS<SM
TB	N.C.	DP<TB	HC>TB	HE<TB	MP<TB	PC<TB	PS<TB

	SS	SC	SI	SE	SM	TB
FR	t=10,422 $p<0,01$	t=-0,070 $p>0,01$	t=15,317 $p<0,01$	t=-3,928 $p<0,01$	t=-11,138 $p<0,01$	t=-1,110 $p>0,01$
DP	t=4,632 $p<0,01$	t=-5,216 $p<0,01$	t=7,644 $p<0,01$	t=-12,708 $p<0,01$	t=-19,037 $p<0,01$	t=-8,409 $p<0,01$
HC	t=16,302 $p<0,01$	t=5,690 $p<0,01$	t=22,030 $p<0,01$	t=5,221 $p<0,01$	t=-2,197 $p>0,01/p<0,05$	t=6,645 $p<0,01$
HE	t=-6,040 $p<0,01$	t=-14,312 $p<0,01$	t=-7,089 $p<0,01$	t=-27,799 $p<0,01$	t=-32,211 $p<0,01$	t=-21,203 $p<0,01$
MP	t=2,826 $p<0,01$	t=-4,749 $p<0,01$	t=4,089 $p<0,01$	t=-8,654 $p<0,01$	t=-13,512 $p<0,01$	t=-6,463 $p<0,01$
PC	t=-4,168 $p<0,01$	t=-12,42 $p<0,01$	t=-4,321 $p<0,01$	t=-21,964 $p<0,01$	t=-26,830 $p<0,01$	t=-17,267 $p<0,01$
PS	t=0,367 $p>0,01$	t=-9,258 $p<0,01$	t=1,939 $p>0,01$	t=-21,407 $p<0,01$	t=-26,802 $p<0,01$	t=-14,825 $p<0,01$
SS	-	t=-8,884 $p<0,01$	t=1,148 $p>0,01$	t=-17,759 $p<0,01$	t=-23,236 $p<0,01$	t=-13,158 $p<0,01$
SC	SS<SC	-	t=11,726 $p<0,01$	t=-2,862 $p<0,01$	t=-8,715 $p<0,01$	t=-0,809* $p>0,01$
SI	N.C.	SC>SI	-	t=-44,693 $p<0,01$	t=-41,018 $p<0,01$	t=-22,765 $p<0,01$
SE	SS<SE	N.C.	SI<SE	-	t=-13,453 $p<0,01$	t=3,713 $p<0,01$
SM	SS<SM	SC<SM	SI<SM	SE<SM	-	t=12,773 $p<0,01$
TB	SS<TB	SC<TB	SI<TB	N.C.	SM>TB	-

Tab. 4.3.2.4.1. Estadísticos y descriptores asociados al cálculo de los valores de la prueba t de Poole, nivel de significatividad para $p=0,01$. Bajo la diagonal, comparaciones pareadas de los perfiles de Rényi; N.C.=perfiles no comparables.

*Perfiles comparables sin diferencias estadísticas significativas.

Al comparar y ordenar la diversidad mediante los perfiles de Rényi, se obtuvo la siguiente ordenación de parques naturales:

$$SM>HC=SE>FR=TB>SC>MP=PS>DP=SI>PC=SS>HE$$

Ello implica que la SM constituye el parque con mayor diversidad del conjunto, mientras que el HE sería el menos diverso. Estos resultados coinciden con los obtenidos por índices clásicos de diversidad como el de Margalef (D_{Mg}), que sitúa a SM como más diverso y a HE, como uno de los menos diversos; pero contrastan con otros como el de Menhinick (D_{Mn}), que sitúa a HC en primer puesto en diversidad, siendo la SI la menos diversa. Igualmente, puede observarse que todos los pares de comparación resultaron estadísticamente significativos, a excepción de los pares DP/

MP ($t=0,661$; $p>0,01$), HE/PC ($t=-1,446$; $p>0,01$), FR/SC ($t=0,070$; $p>0,01$), FR/TB ($t=-1,110$; $p>0,01$), PS/SS ($t=0,367$; $p>0,01$), PS/SI ($t=1,939$; $p>0,01$), SS/SI ($t=1,148$; $p>0,01$) y SC/TB ($t=-0,809$; $p>0,01$). Todos los pares de comparación que resultaron estadísticamente significativos fueron los mismos que resultaron no comparables, a excepción de SC/TB cuyos perfiles no se cruzan pero discurren paralelos y muy próximos entre sí.

Otro aspecto interesante que se desgrana del análisis de estos resultados, es la confirmación de las **SINT** como parques que soportan la mayor diversidad larvaria de mosquitos en la Comunidad Valenciana, de donde se deriva que cualquier alteración en los mismos producirá cambios importantes en la diversidad de estos insectos.

4.3.3. Análisis integral de la diversidad alfa

A continuación se ofrece el análisis integral de los resultados obtenidos para el estudio de la diversidad alfa, tanto para los parques naturales como para las categorías de los mismos.

4.3.3.1. Índices de riqueza específica

A la luz de los resultados obtenidos, podemos evidenciar que la riqueza específica es, en términos generales, mayor en las **SINT** (índices calculados para la categoría $D_{Mg}=2,183$; $D_{Mn}=0,215$), seguida de las **SLIT** (índices calculados para la categoría $D_{Mg}=0,856$; $D_{Mn}=0,134$) y por último, de los **MHUM** (índices calculados para la categoría $D_{Mg}=0,777$; $D_{Mn}=0,147$). Esta observación queda corroborada mediante el cálculo de índices de diversidad clásicos como el de Margalef o Menhinick. En el caso del primero, los parques naturales estudiados quedan ordenados decrecientemente para el valor de D_{Mg} del siguiente modo:

SM (2,073)>HC>FR>TB>SC>SE>MP>DP>PC>PS>SI>HE>SS (0,650)

Sin embargo, a pesar de basarse en la misma relación establecida por el índice de Margalef, el índice de Menhinick ordena los parques naturales en orden decreciente de diversidad para el valor de D_{Mn} de la siguiente forma:

HC (0,607)>SC>MP>FR>SM>TB>PS>DP>SS>PC>HE>SE>SI (0,131)

Estas observaciones, pueden quedar explicadas atendiendo a las características bioclimáticas de los enclaves estudiados. Las **SINT**, registran una abundancia de precipitaciones mayor, así como una variedad de ambientes susceptibles de ser colonizados por mosquitos superior al de otras categorías. Esto implica, mayor

cantidad de biotopos larvarios propicios para ser explotados por diferentes comunidades de culícidos a lo largo de todo el año.

Las **SLIT** pueden definirse como ambientes de transición entre la categoría anterior y los **MHUM**, por lo que el régimen de precipitaciones registrado resulta más heterogéneo, concentrándose en épocas concretas a lo largo del año. Este factor, en combinación con épocas de fuerte sequía durante los meses estivales, determina una dinámica poblacional característica, la cual tiene su reflejo en la diversidad observada para los parques naturales englobados en esta categoría. Por último, los **MHUM**, suponen el tipo más extremo de ambiente analizado, representando los más secos y homogéneos en cuanto a tipología de cuerpos hídricos se refiere de todo el estudio, factor restrictivo de la diversidad observada en los mismos.

Otro índice interesante, especialmente indicado para llevar a cabo la ordenación de la diversidad en términos de riqueza específica, es el denominado índice alfa de Williams (S_α), al no tener en cuenta el tamaño muestral para llevar a cabo la comparación. Al respecto, mencionar que se observa la misma tendencia obtenida que con los índices tradicionales, presentando las **SINT** un mayor valor del índice alfa ($S_\alpha=5,509$), seguido de las **SLIT** ($S_\alpha=3,038$) y los **MHUM** ($S_\alpha=3,204$). Con respecto a la ordenación de los PN en base a este índice, la observada fue la que sigue:

SM (15,997)>HC>FR>TB>SC>SE>PC>DP>SI>MP>HE>PS>SS (4,998)

4.3.3.2. Estimadores de riqueza de especies

Si se analizan los valores obtenidos mediante el cálculo de estimadores de riqueza de especies, destacan los parques TB y PC como aquéllos en los que el esfuerzo muestral ha tenido como resultado una mayor aproximación a la máxima riqueza específica estimada.

No obstante, conviene destacar que en el resto de enclaves estudiados, la estimación de la riqueza específica superó, en todos los casos, el 80% de la riqueza pronosticada, la cual, en orden decreciente de esfuerzo, ordena los parques de la siguiente manera:

Estimador de *Chao 2*:

SE [10,31($\pm 1,47$)]>TB>HC>FR>SM>PS>HE>SS>MP>SI>DP>PC>SC [9,45($\pm 1,26$)]

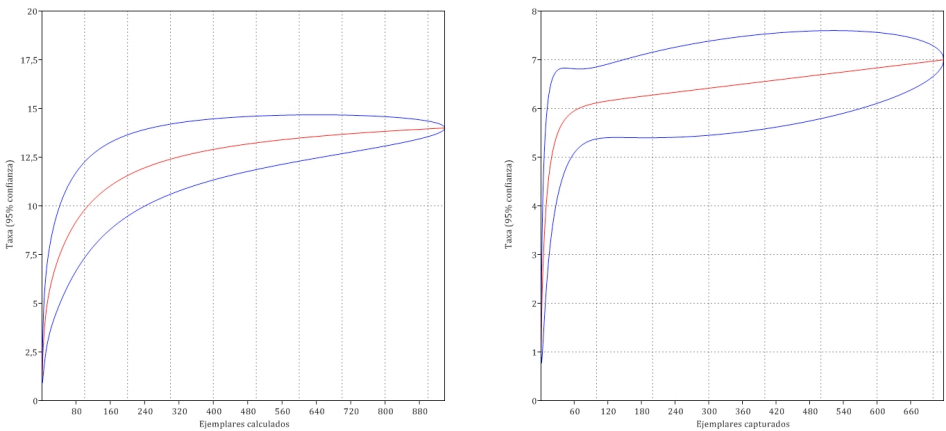
Estimador *Bootstrap*:

TB (98,04%)>PC>SM>DP>MP>SS>SI>SC>SE>HC>HE>PS>FR (80,80%)

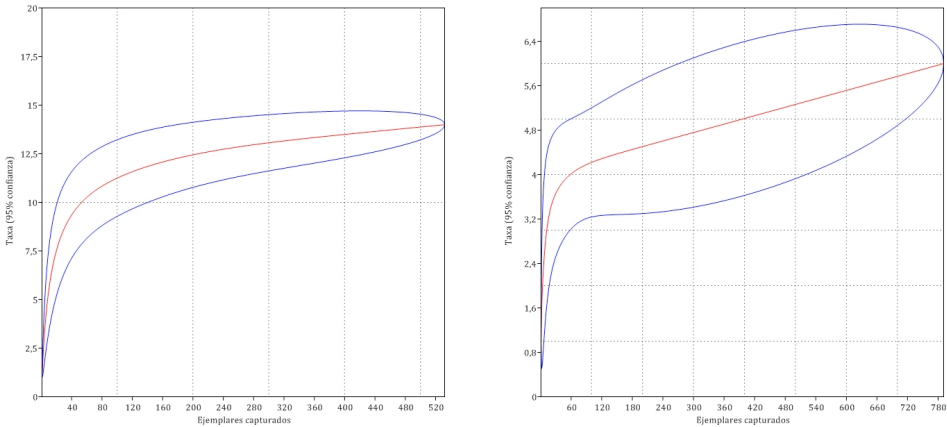
4.3.3.3. Curvas de rarefacción

Esta metodología, permite hacer comparaciones de números de especies entre comunidades cuando el tamaño de las muestras no son iguales, siempre y cuando cumplan las premisas de ser taxonómicamente similares, las muestras hayan sido obtenidas mediante una técnica de muestreo estandarizada y de hábitats similares. A continuación, se muestran los resultados de rarefacción obtenidos y la representación gráfica asociada a cada predicción realizada:

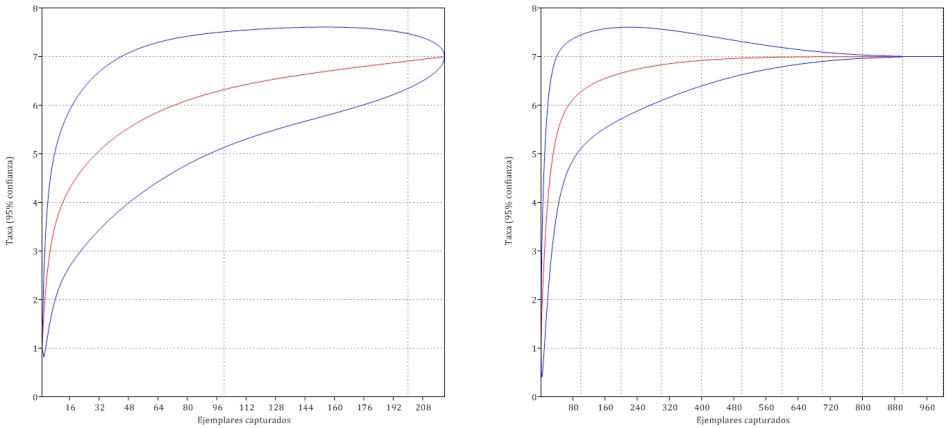
Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
FR spp.	1,8	7,9	9,8	10,9	11,6	12,0	12,4	12,7	12,9	13,1	13,2	13,4	13,5	13,9
St.dev (±)	0,43	1,30	1,26	1,16	1,07	0,99	0,92	0,86	0,80	0,75	0,70	0,65	0,61	0,03
DP spp.	1,7	5,9	6,1	6,2	6,3	6,3	6,4	6,5	6,6	6,6	6,7	6,8	6,8	6,9
St.dev (±)	0,46	0,49	0,38	0,41	0,45	0,48	0,49	0,50	0,50	0,48	0,46	0,42	0,37	0,04



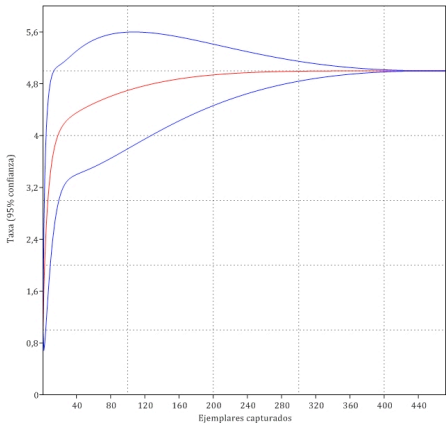
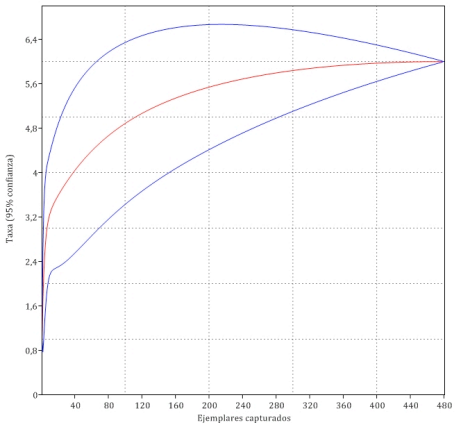
Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
HC spp.	1,8	9,7	11,3	11,9	12,4	12,8	13,1	13,3	13,5	13,7	13,9	13,9	-	-
St.dev (±)	0,37	1,10	1,01	0,93	0,85	0,79	0,74	0,68	0,61	0,51	0,34	0,06	-	-
HE spp.	1,5	3,9	4,2	4,4	4,5	4,6	4,8	4,9	5,0	5,1	5,3	5,4	5,5	5,9
St.dev (±)	0,50	0,52	0,50	0,56	0,61	0,66	0,69	0,70	0,71	0,70	0,68	0,65	0,60	0,05



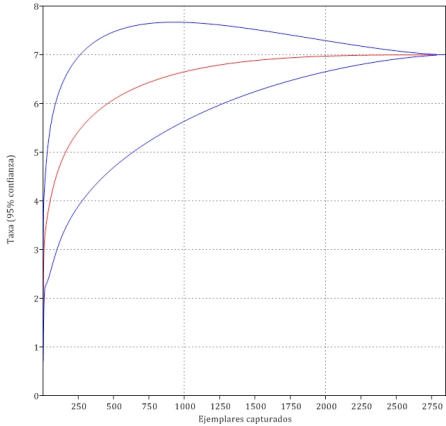
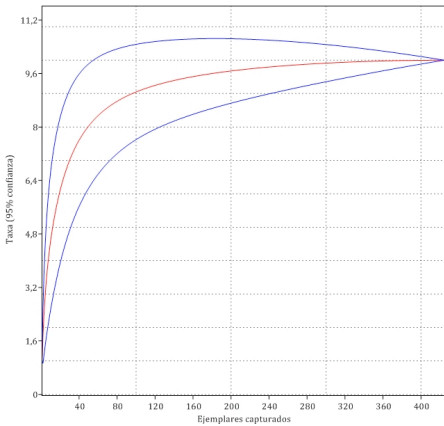
Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
MP spp.	1,7	5,6	6,3	6,7	6,9	6,9	-	-	-	-	-	-	-	-
St.dev ($\pm$)	0,46	0,78	0,61	0,48	0,29	0,07	-	-	-	-	-	-	-	-
PC spp.	1,4	5,7	6,3	6,5	6,7	6,8	6,8	6,9	6,9	6,9	7,0	7,0	7,0	7,0
St.dev ($\pm$)	0,50	0,76	0,60	0,53	0,48	0,43	0,38	0,32	0,27	0,22	0,17	0,13	0,10	0,00



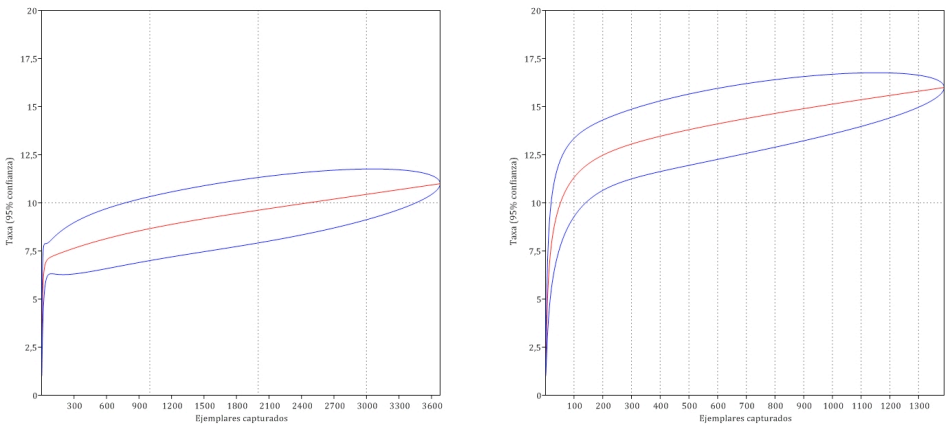
Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
PS spp.	1,7	4,2	4,9	5,3	5,5	5,7	5,8	5,9	6,0	6,0	6,0	-	-	-
St.dev ($\pm$)	0,47	0,77	0,74	0,67	0,57	0,48	0,37	0,27	0,17	0,06	0,00	-	-	-
SS spp.	1,6	4,4	4,7	4,9	4,9	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	5,0	-	-	-
St.dev ($\pm$)	0,48	0,50	0,46	0,35	0,24	0,15	0,08	0,03	0,01	0,00	0,00	-	-	-



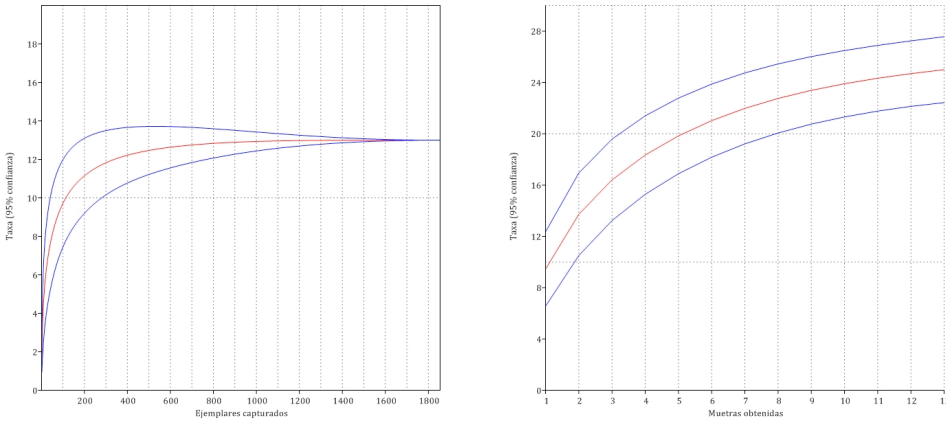
Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
SC spp.	1,8	8,0	9,0	9,5	9,7	9,8	9,9	9,9	9,9	10,0	-	-	-	-
St.dev ($\pm$)	0,43	0,95	0,73	0,60	0,49	0,39	0,28	0,17	0,06	0,00	-	-	-	-
SI spp.	1,7	3,9	4,6	4,9	5,2	5,4	5,6	5,7	5,9	5,9	6,1	6,2	6,2	7,0
St.dev ($\pm$)	0,48	0,75	0,79	0,79	0,79	0,78	0,77	0,76	0,74	0,73	0,71	0,69	0,67	0,00



Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
SE spp.	1,8	7,0	7,2	7,3	7,4	7,5	7,6	7,3	7,8	7,9	7,9	8,1	8,1	10,9
St.dev ($\pm$)	0,38	0,45	0,46	0,54	0,60	0,64	0,68	0,61	0,73	0,75	0,77	0,78	0,80	0,03
SM spp.	1,9	9,9	11,3	12,0	12,5	12,8	13,1	13,3	13,5	13,6	13,8	14,0	14,1	16,0
St.dev ($\pm$)	0,35	1,14	1,04	0,97	0,93	0,92	0,92	0,93	0,94	0,94	0,95	0,95	0,94	0,05



Ejemplares	2	50	100	150	200	250	300	350	400	450	500	550	600	∞
TB spp.	1,8	8,1	9,7	10,6	11,2	11,5	11,8	12,0	12,2	12,4	12,5	12,6	12,6	13,0
St.dev ($\pm$)	0,42	1,23	1,16	1,07	0,99	0,92	0,85	0,79	0,74	0,69	0,64	0,59	0,55	0,00
Ejemplares	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	-
Global spp.	9,5	13,7	16,4	18,3	19,8	21,0	21,9	22,8	23,4	23,9	24,3	24,7	25,0	-
St.dev ($\pm$)	1,48	1,64	1,62	1,56	1,50	1,45	1,41	1,37	1,34	1,32	1,31	1,30	1,31	-

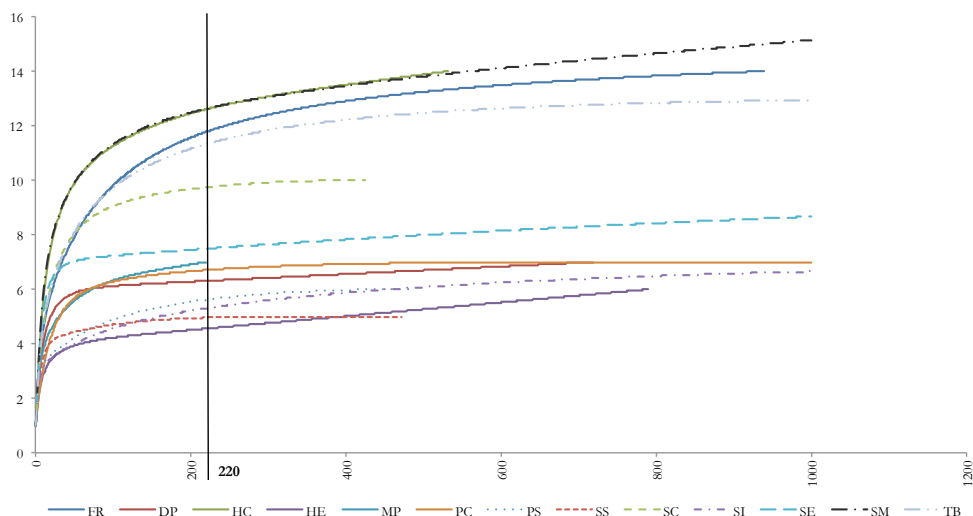


Tab. 4.3.3.3.1-14. Detalle de los valores pronosticados por el cálculo de ajuste de rarefacción en los parques naturales estudiados. Gráficos correspondientes de arriba a abajo y de izquierda a derecha: FR, DP, HC, HE, MP, PC, PS, SS, SC, SI, SE, SM, TB y muestreo global.

Tal y como se muestra en los gráficos adjuntos (**gráficos 4.3.3.3.1-14**), a partir del muestreo llevado a cabo en los parques naturales estudiados, se consiguió la normalización de las curvas acumuladas en la mayoría de los casos, evidenciándose así

la riqueza específica máxima pronosticada. Únicamente en los casos de DP, HE, MP, SE y SM, la curva acumulada pronostica la adición de nuevas especies, por lo que puede afirmarse que, en estos casos, se ha producido un inframuestreo de los hábitats.

El proceso de rarefacción se llevó a cabo para un $n=220$, correspondiente al tamaño muestral mínimo registrado en el Macizo del Peñagolosa (gráfico 4.3.3.3.15). El análisis de las curvas de rarefacción para cada uno de los parques naturales estudiados, permite realizar interesantes consideraciones en función de la riqueza específica observada. En primer lugar, las curvas acumuladas para cada hábitat muestran esfuerzos diferentes en cada caso, observándose la menor riqueza específica en el caso del Parque Natural del Hondo de Elche. Por otro lado, puede observarse que los parques con una mayor riqueza registrada corresponden a las Hoces del Cabriel y la Sierra de Mariola, no pudiéndose aseverar cuál de los dos es mayor al solaparse sus curvas acumuladas.



Gráf. 4.3.3.3.15. Curvas de rarefacción para cada parque natural.
Nivel de rarefacción establecido para $n=220$.

En otro orden de magnitud, destacan los parques del Carrascal de la Font Roja y de la Tinença de Benifassà, con riquezas específicas similares, seguidas de la Sierra Calderona. Por debajo de éstos, puede observarse en orden de riqueza específica a la Sierra de Espadán, el Macizo del Peñagolosa, el Prat de Cabanes-Torreblanca y el Desert de les Palmes, todos ellos con niveles de riqueza específica parecidos. Por último, puede observarse otro grupo de cuatro parques compuesto por la Puebla de San Miguel, la Sierra de Irta, las Salinas de Santa Pola y el Hondo de Elche; siendo éstos los que presentan una menor riqueza específica.

4.3.3.4. Índices de abundancia proporcional: dominancia

En cuanto al análisis de los índices de abundancia proporcional, destacar en primer lugar, los resultados obtenidos por aquéllos que reflejan la dominancia de especies (Simpson y Berger-Parker). En general, se observa que los mayores valores alcanzados por ambos índices son los referentes a las **MHUM** (índices calculados para la categoría $\lambda=0,353$; $d=0,502$), donde, debido a las características descritas anteriormente para estos enclaves, unas pocas especies (*Cx. pipiens* y *Oc. caspius*) altamente adaptadas a este tipo de medios dominan fuertemente la comunidad estudiada.

A continuación, y en orden decreciente de valor de los índices, destacan los parques pertenecientes a la categoría **SLIT** (índices calculados para la categoría $\lambda=0,320$; $d=0,410$) donde especies como *Cx. laticinctus*, *Cs. longiareolata* y *Cx. pipiens*, dominan fuertemente al resto de especies evidenciadas. Por último, son las **SINT** (índices calculados para la categoría $\lambda=0,149$; $d=0,226$), donde la heterogeneidad ambiental y de los cuerpos hídricos muestreados, propicia un mayor reparto proporcional de las especies halladas. A pesar de ello, se puede destacar a cinco especies ejerciendo una fuerte influencia sobre el resto: *Cs. longiareolata*, *Cx. pipiens*, *Cx. laticinctus*, *Cx. hortensis hortensis* y *An. petragani*.

Así pues, atendiendo al grado de dominancia de especies calculado a partir de los índices de Simpson y Berger-Parker, los parques naturales estudiados quedan ordenados de la siguiente forma:

Índice de Simpson:

PC (0,558)>HE>SS>SI>PS>DP>MP>FR>SC>TB>SE>HC>SM (0,140)

Índice de Berger-Parker:

PC (0,737)>HE>SS>DP>SI>MP>FR>PS>TB>SC>HC>SE>SM (0,199)

4.3.3.5. Índices de abundancia proporcional: equidad

Con respecto al análisis de los índices de equidad (Shannon-Wiener y Pielou), se observa que los mayores valores alcanzados por ambos índices son los referentes a las **SINT** (índices calculados para la categoría $H'=2,101$; $J'=0,690$), donde los valores de abundancia de las especies detectadas quedan repartidos de forma más uniforme, aumentando el grado de incertidumbre para predecir la especie a la que pertenecerá un individuo de la población seleccionado al azar. En el extremo opuesto, las **SLIT** recogen el menor valor evidenciado para J' ($J'=0,626$), mientras que los **MHUM** lo hacen para H' ($H'=1,274$). Ello implica que es en cada uno de estos ambientes, donde

se observa una menor uniformidad de la abundancia larvaria de mosquitos, en favor de la dominancia de determinadas especies (consultar apartado 4.3.3.4).

Así pues, atendiendo al grado de uniformidad de las abundancias observadas en los parques naturales estudiados, la ordenación de los mismos en base a los índices de Shannon-Wiener y Pielou es la que sigue a continuación:

Índice de Shannon-Wiener:

SM (2,142)>HC>SE>TB>SC>FR>DP>MP>PS>SS>SI>PC>HE (0,927)

Índice de Pielou:

HC (0,779)>SE>SM>SS>SC>DP>MP>PS>TB>FR>SI>HE>PC (0,513)

El análisis de los índices de equidad (Shannon-Wiener y Pielou), realizado mediante el método propuesto por Hutcheston en 1970 (Zar, 1996) revela diferencias significativas en la diversidad de los parques naturales estudiados. A continuación, se muestra el valor del estadístico *t* calculado para cada par analizado, remarcándose la existencia o no de significatividad en el test (**tabla 4.3.3.5.1**):

H'	FR	HC	MP	PS	SC	SE	SM	TB	DP	SI	HE	PC	SS
FR	-												
HC	1,38 NO	-											
MP	0,99 NO	2,02 SI	-										
PS	1,72 SI	2,02 SI	0,48 NO	-									
SC	0,03 NO	1,20 NO	0,94 NO	1,59 NO	-								
SE	0,65 NO	1,04 NO	1,53 NO	2,46 SI	0,52 NO	-							
SM	1,99 SI	0,38 NO	2,47 SI	3,46 SI	1,69 SI	1,75 SI	-						
TB	0,19 NO	1,33 NO	1,18 NO	1,99 SI	0,13 NO	0,52 NO	2,04 SI	-					
DP	1,12 NO	2,36 SI	0,09 NO	0,67 NO	1,03 NO	1,89 SI	3,03 SI	1,39 NO	-				
SI	2,59 SI	3,99 SI	0,76 NO	0,24 NO	2,25 SI	4,09 SI	5,23 SI	3,17 SI	1,14 NO	-			
HE	2,97 SI	4,11 SI	1,39 NO	0,99 NO	2,70 SI	3,98 SI	4,94 SI	3,38 SI	1,78 SI	0,99 NO	-		
PC	2,85 SI	4,04 SI	1,22 NO	0,79 NO	2,57 SI	3,93 SI	4,94 SI	3,28 SI	1,60 NO	0,74 NO	0,26 NO	-	
SS	1,77 SI	2,89 SI	0,53 NO	0,05 NO	1,59 NO	2,51 SI	3,51 SI	2,05 SI	0,73 NO	0,17 NO	0,93 NO	0,73 NO	-

Tab. 4.3.3.5.1. Resumen de los estadísticos para el test *t* aplicado. Se muestra la significatividad para cada par testado, empleando como estadístico de contraste, en todos los casos, una $t_{\text{tablas}}=1,645$; con ∞ g.l. (valor mínimo calculado para los g.l.=291,51; valor máximo g.l.=5927,57) y $p=0,05$.

Con respecto a los resultados obtenidos, destacar que la proporción de casos

significativos con respecto a no significativos fue muy similar, registrándose un total de 38 casos con significatividad positiva frente a 40 de significatividad negativa.

4.4. Análisis de la diversidad beta (β)

4.4.1. Diversidad *beta* (β): categorías de los parques naturales

La diversidad *beta* (β) o diversidad entre hábitats, es el grado de reemplazo de especies o cambio biótico a través de gradientes ambientales (Whittaker, 1972). La medida de β , se basa en proporciones entre las comunidades estudiadas (Magurran, 1988), las cuales pueden ser evaluadas basándose en índices o coeficientes de similitud, disimilitud o distancia entre muestras (ya sea mediante el empleo de datos cualitativos de presencia/ausencia o cuantitativos) (Wilson & Shmida, 1984; Magurran, 1988).

4.4.1.1. Índices de similitud - disimilitud

Los índices de similitud expresan el grado en el que dos muestras son semejantes por las especies presentes en ellas (Pielou, 1975; Magurran, 1988; Baev & Penev, 1995). Representan una herramienta versátil, que permite calcular de forma sencilla la disimilitud entre las muestras analizadas mediante la fórmula $d=1-s$ (Magurran, 1988). El cálculo del índice de Whittaker (β_W) se realizó empleando la corrección propuesta por Koleff *et al.*, 2003 mediante el programa estadístico *PAST*.

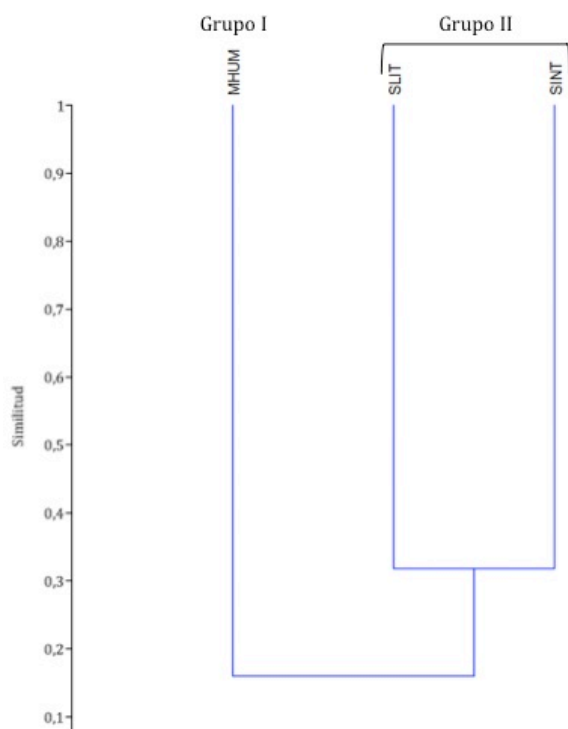
Aplicando el análisis de la diversidad *beta* por categorías de los parques estudiados, se observan los siguientes valores para los índices y coeficientes calculados:

Diversidad β	SINT-SLIT	SINT-MHUM	SLIT-MHUM
<i>Com.</i>	7	4	2
I_j	0,32	0,17	0,15
I_s	0,48	0,29	0,27
I_{Squant}	0,51	0,23	0,30
I_{M-H}	0,74	0,47	0,37
β_W	0,52	0,71	0,73
C_{AB} (%)	68,18	83,33	84,62

Tab. 4.4.1.1.1. Resumen de los índices y coeficientes de diversidad *beta* empleados para el análisis de las categorías de los parques naturales estudiados: *Com.* (especies en común por par); I_j (coeficiente de similitud de Jaccard); I_s (Coeficiente de similitud de Sorensen); I_{Squant} (coeficiente de similitud de Sorensen cuantitativo); I_{M-H} (índice de Morisita-Horn); β (índice de Whittaker) y C_{AB} (complementariedad).

El dendrograma seleccionado para la representación gráfica de los resultados fue el generado a partir del índice de similitud de *Jaccard* (**gráfico 4.4.1.1.1**), al presentar el mayor valor de correlación cofenética calculado ($r_c = 0,9975$) y, por tanto,

un mayor nivel de bondad de ajuste en la jerarquía presentada. Para su construcción se seleccionó el método *UPGMA* (*Unweighted Pair Group Method using Arithmetic Average*), de forma que los grupos se crean de forma secuencial basándose en la distancia mínima entre pares. Todo el proceso fue llevado a cabo mediante el empleo del programa estadístico *PAST*.



Graf. 4.4.1.1.1. Dendrograma de similitud para las categorías de los P.N. generado a partir de los valores calculados para el índice de *Jaccard*, $r_c=0,9975$.

En el gráfico anterior pueden observarse dos grupos en clara concordancia con los resultados obtenidos en los índices de similitud: el primero de ellos acogiendo los **MHUM** y el segundo relacionando las **SINT** con las **SLIT**. No obstante, es interesante destacar el bajo grado de similitud existente entre las dos categorías más cercanas (SINT-SLIT), probablemente debido a las características bioclimáticas de las SLIT que actúan como ambientes de transición entre las regiones localizadas en el interior del territorio valenciano (SINT) y las localizadas a nivel costero (MHUM). Ello propicia una mayor similitud con los ambientes montañosos del interior de la Comunidad Valenciana, pero la existencia de épocas de fuerte estacionalidad resulta en episodios de inundaciones o acusada sequía muy similares a las observadas en los ambientes costeros y litorales.

4.4.2. Diversidad β (β): parques naturales

4.4.2.1. Índices de similitud - disimilitud

Siguiendo el mismo procedimiento descrito con las categorías de parques naturales, a continuación se ofrece la información detallada acerca de los valores calculados para cada uno de los índices y coeficientes empleados en el análisis (tabla 4.4.2.1.1).

Diversidad β	$Com.$	I_j	I_s	I_{Squant}	I_{M-H}	β_W	$C_{AB} (\%)$
FR/DP	7	0,50	0,67	0,71	0,71	0,33	50,00
FR/HC	9	0,47	0,64	0,34	0,64	0,36	52,63
FR/HE	3	0,18	0,30	0,05	0,33	0,70	82,35
FR/MP	5	0,31	0,48	0,09	0,51	0,52	68,75
FR/PC	3	0,17	0,29	0,12	0,30	0,71	83,33
FR/PS	5	0,33	0,50	0,44	0,37	0,50	66,67
FR/SS	2	0,12	0,21	0,12	0,24	0,79	89,47
FR/SC	9	0,60	0,75	0,40	0,76	0,25	40,00
FR/SI	6	0,40	0,57	0,33	0,61	0,43	60,00
FR/SE	8	0,50	0,67	0,37	0,65	0,36	52,94
FR/SM	13	0,77	0,87	0,47	0,87	0,13	23,53
FR/TB	8	0,42	0,59	0,49	0,59	0,41	57,89
DP/HC	7	0,50	0,67	0,47	0,71	0,33	50,00
DP/HE	2	0,08	0,31	0,15	0,31	0,69	81,82
DP/MP	4	0,40	0,57	0,42	0,57	0,43	60,00
DP/PC	2	0,17	0,29	0,20	0,29	0,71	71,43
DP/PS	5	0,63	0,77	0,48	0,52	0,23	37,50
DP/SS	2	0,20	0,33	0,26	0,34	0,67	80,00
DP/SC	7	0,70	0,82	0,59	0,84	0,18	30,00
DP/SI	6	0,75	0,86	0,34	0,86	0,14	25,00
DP/SE	7	0,70	0,82	0,33	0,80	0,22	36,36
DP/SM	7	0,44	0,61	0,51	0,66	0,39	56,25
DP/TB	7	0,54	0,70	0,49	0,73	0,30	46,15
HC/HE	4	0,25	0,40	0,25	0,44	0,60	75,00
HC/MP	7	0,50	0,67	0,32	0,71	0,33	50,00
HC/PC	4	0,24	0,38	0,32	0,40	0,62	76,47
HC/PS	6	0,43	0,60	0,61	0,39	0,40	57,14
HC/SS	3	0,19	0,32	0,46	0,36	0,68	81,25
HC/SC	8	0,50	0,67	0,61	0,68	0,33	50,00
HC/SI	6	0,40	0,57	0,16	0,61	0,43	60,00
HC/SE	9	0,60	0,75	0,22	0,73	0,28	43,75
HC/SM	10	0,50	0,67	0,42	0,67	0,33	50,00
HC/TB	12	0,80	0,89	0,41	0,89	0,11	20,00

Diversidad β	<i>Com.</i>	I_j	I_s	I_{Scuant}	I_{M-H}	β_W	C_{AB} (%)
HE/MP	1	0,08	0,15	0,05	0,15	0,85	91,67
HE/PC	6	0,86	0,92	0,31	0,92	0,08	14,29
HE/PS	2	0,20	0,33	0,24	0,08	0,67	80,00
HE/SS	5	0,83	0,91	0,48	0,91	0,09	16,67
HE/SC	3	0,23	0,38	0,26	0,39	0,63	76,92
HE/SI	2	0,18	0,31	0,09	0,31	0,69	81,82
HE/SE	3	0,23	0,38	0,07	0,37	0,65	78,57
HE/SM	3	0,16	0,27	0,15	0,31	0,73	84,21
HE/TB	3	0,19	0,32	0,13	0,34	0,68	81,25
MP/PC	1	0,08	0,14	0,08	0,14	0,86	92,31
MP/PS	4	0,44	0,62	0,17	0,15	0,39	55,56
MP/SS	1	0,09	0,17	0,15	0,17	0,83	90,91
MP/SC	4	0,31	0,47	0,41	0,48	0,53	69,23
MP/SI	4	0,40	0,57	0,10	0,57	0,43	83,33
MP/SE	4	0,31	0,47	0,10	0,46	0,56	71,43
MP/SM	6	0,35	0,52	0,23	0,57	0,48	64,71
MP/TB	7	0,54	0,70	0,17	0,73	0,30	46,15
PC/PS	2	0,18	0,31	0,28	0,07	0,69	81,82
PC/SS	5	0,71	0,83	0,60	0,85	0,17	28,57
PC/SC	3	0,21	0,35	0,30	0,36	0,65	78,57
PC/SI	2	0,17	0,29	0,36	0,29	0,71	83,33
PC/SE	3	0,21	0,35	0,35	0,34	0,67	80,00
PC/SM	3	0,15	0,26	0,26	0,28	0,74	85,00
PC/TB	3	0,18	0,30	0,25	0,31	0,70	82,35
PS/SS	2	0,22	0,36	0,41	0,43	0,64	77,78
PS/SC	5	0,45	0,63	0,73	0,43	0,38	54,55
PS/SI	4	0,44	0,62	0,19	0,15	0,39	55,56
PS/SE	5	0,45	0,63	0,23	0,41	0,41	58,33
PS/SM	6	0,38	0,55	0,37	0,37	0,46	62,50
PS/TB	6	0,46	0,63	0,41	0,41	0,37	53,85
SS/SC	3	0,25	0,40	0,45	0,42	0,60	75,00
SS/SI	2	0,20	0,33	0,20	0,34	0,67	80,00
SS/SE	3	0,25	0,40	0,16	0,41	0,63	76,92
SS/SM	3	0,17	0,29	0,32	0,34	0,71	83,33
SS/TB	3	0,20	0,33	0,28	0,37	0,67	80,00
SC/SI	6	0,55	0,71	0,20	0,72	0,29	45,45
SC/SE	9	0,82	0,90	0,19	0,86	0,14	25,00
SC/SM	10	0,63	0,77	0,47	0,79	0,23	37,50
SC/TB	8	0,53	0,70	0,35	0,70	0,30	46,67
SI/SE	6	0,55	0,71	0,62	0,68	0,33	50,00
SI/SM	6	0,35	0,52	0,27	0,57	0,48	64,71
SI/TB	6	0,43	0,60	0,36	0,63	0,40	57,14

Diversidad β	Com.	I_j	I_s	I_{Scuant}	I_{M-H}	β_W	C_{AB} (%)
SE/SM	9	0,53	0,69	0,43	0,75	0,26	50,00
SE/TB	9	0,64	0,78	0,47	0,75	0,25	40,00
SM/TB	10	0,53	0,69	0,54	0,69	0,31	47,37

Tab. 4.4.2.1.1. Resumen de los índices y coeficientes de diversidad *beta* empleados para el análisis de los parques naturales estudiados: *Com.* (especies en común por par); I_j (coeficiente de similitud de Jaccard); I_s (Coeficiente de similitud de Sorensen); I_{Scuant} (coeficiente de similitud de Sorensen cuantitativo); I_{M-H} (índice de Morisita-Horn); β_W (índice de Whittaker) y C_{AB} (complementariedad).

En general, los índices de similitud/disimilitud aplicados recogen resultados similares, lo que a nivel cualitativo se traduce en la existencia de diferencias notables entre los pares de muestras analizados. Cuantitativamente, los índices que mejor reflejan la tendencia observada en el análisis faunístico son los de *Morisita-Horn* (con un rango de similitud que abarca desde 0,92 para el par HE-PC; hasta 0,07 para el par PC-PS) y *Sorensen* (con un rango de similitud que abarca desde 0,92, de nuevo para el par HE-PC; hasta 0,14 para el par MP-PC). Así pues, según el índice cualitativo de *Jaccard*, los parques naturales que más especies comparten son **HE-PC** ($I_j = 0,86$); si bien es cierto, que se observan valores similares o muy cercanos para los pares **HE-SS** ($I_j = 0,83$), **SC-SE** ($I_j = 0,82$) y **HC-TB** ($I_j = 0,80$). Por otro lado, el índice cuantitativo de *Morisita-Horn*, muestra que los parques más similares en composición específica son, de nuevo, **HE-PC** ($I_{M-H} = 0,92$); con valores cercanos para los pares **HE-SS** ($I_{M-H} = 0,91$), **HC-TB** ($I_{M-H} = 0,89$) y **FR-SM** ($I_{M-H} = 0,87$), entre otros. Un aspecto destacable, es la gran diferencia observada entre los parques incluidos en la categoría **MHUM** con respecto al resto, a la vez que muestran una gran similitud entre ellos (tabla 4.3.4.1.2). Este hecho, puede explicarse atendiendo a las características concretas de estos enclaves, tanto a nivel de composición físico-química de sus aguas como en la climatología típica de los mismos.

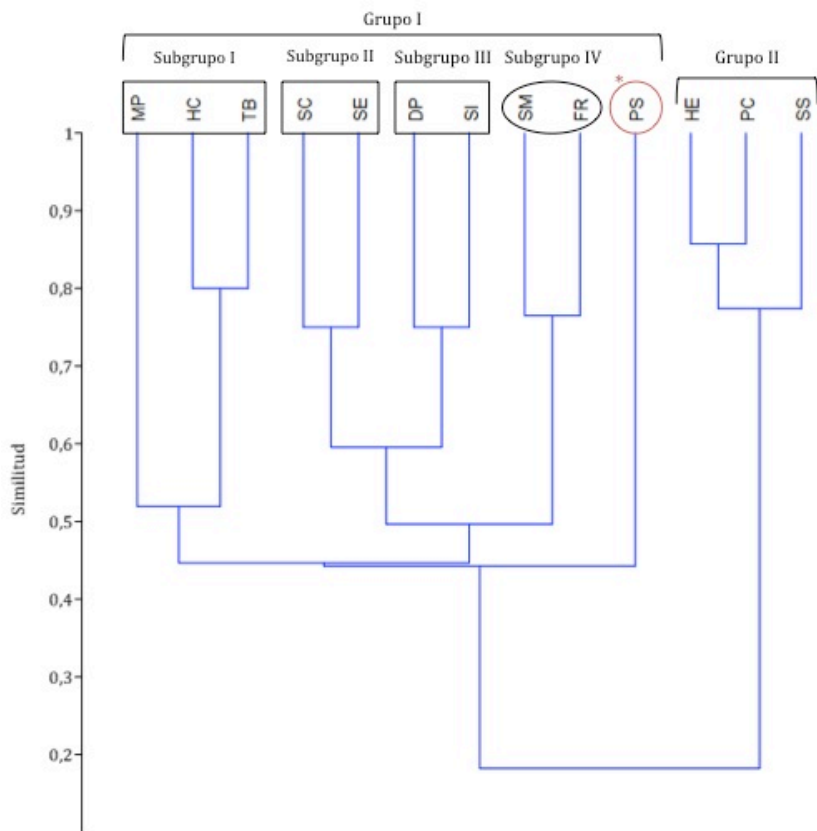
Diversidad β (Categoría MHUM)	HE-PC	HE-SS	PC-SS
I_j	0,86	0,83	0,71
I_s	0,92	0,91	0,83
I_{Scuant}	0,31	0,48	0,60
I_{M-H}	0,92	0,91	0,85
C_{AB} (%)	14,29	16,67	28,57

Tab. 4.3.4.1.2. Resumen de los índices y coeficientes de diversidad *beta* empleados para el análisis de la categoría MHUM. Nótese el elevado grado de similitud.

Al igual que sucedía en el gráfico anterior, para la representación gráfica de los resultados, se seleccionó el dendrograma basado en el índice de *Jaccard*, al ser éste el que presentaba una mayor correlación cofenética ($r_c = 0,9406$) y, por tanto, un mayor nivel de bondad de ajuste en la jerarquía presentada. De nuevo, para su construcción

se seleccionó el método *UPGMA* y el proceso fue llevado a cabo mediante el empleo del programa estadístico *PAST*.

El dendrograma de *Jaccard* (**gráfico 4.4.2.1.1**), puede desglosarse en dos grupos fácilmente reconocibles. En primer lugar, el **grupo I** recoge a las **SINT** y a las **SLIT**, quedando ambas categorías subdivididas a su vez en cuatro subgrupos adicionales, cuya escisión puede explicarse atendiendo a las características climatológicas de las mismas. El **subgrupo I** recoge a las **SINT** caracterizadas por climas *meso* y *supramediterráneos*, con una distribución ombroclimática *subhúmeda*, se traduce en temperaturas medias anuales comprendidas entre los 8-17 °C, con precipitaciones medias anuales que oscilan entre los 600-1000 mm.



Graf. 4.4.2.1.1. Dendrograma de similitud para los P.N. de generado a partir de los valores calculados para el índice de *Jaccard*.

El **subgrupo II**, recoge a las **SINT** incluidas dentro de los climas *termomediterráneo* y *mesomediterráneo inferior* (temperaturas medias anuales entre los 13-19

°C), cuyo ombroclima característico responde al tipo *seco* (precipitaciones medias anuales comprendidas entre los 350-600 mm). Este mismo subgrupo, queda relacionados con el **subgrupo III**, sierras litorales que comparten el termoclima *termo* y *mesomediterráneo inferior*, pero que difieren del anterior en sus ombroclimas, que son de tipo *semiárido* y *seco tendente a semiárido* (precipitaciones medias anuales comprendidas entre los 200-600 mm). Por último, destaca la presencia de una rama aislada representando al Parque Natural de la Puebla de San Miguel. Este parque se caracteriza por presentar un termoclima *supramediterráneo* en el que se intercala otro de tipo *oromediterráneo* (temperaturas medias anuales comprendidas entre los 4-13 °C), con un ombroclima *subhúmedo* (precipitaciones medias anuales comprendidas entre los 600-1000 mm). Estas características, unidas a su gran altitud (todas las muestras fueron obtenidas por encima de los 700 m), hacen que sea representado como rama independiente en el dendrograma.

Por último, el **grupo II**, recoge a las **MHUM**, representadas por una rama totalmente independiente del resto debido a las características intrínsecas de estos enclaves naturales.

4.5. Análisis de la diversidad *gamma* (γ)

4.5.1. Diversidad *gamma* (γ): categorías de los parques naturales

La diversidad *gamma* representa el número de especies del conjunto de sitios o comunidades que integran un paisaje; entendiendo *paisaje*, como área terrestre heterogénea pero distinguible, integrada por un conjunto de ecosistemas interactuantes que se repiten de forma similar (Forman, 1995). Al vincular la diversidad *gamma* con el paisaje, queda asociada a una dimensión espacial, con una historia geomorfológica y evolutiva común.

Según la metodología propuesta por Schluter & Ricklefs (1993), la medida de la diversidad *gamma* se realiza en base a los componentes *alfa*, *beta* y la dimensión espacial de la muestra según la siguiente expresión:

$$\gamma = \alpha \text{ (promedio)} \times \beta \text{ (promedio)} \times \text{dimensión de la muestra}$$

De esta forma, el valor de diversidad *gamma* queda expresado en número de especies y considera los elementos biológicos analizados originalmente por Whittaker (1972), de forma que su valor suele aproximarse al número total de especies registradas en todas las comunidades estudiadas. Aplicando dichos cálculos para el

análisis de la diversidad *gamma* según categorías de los parques estudiados, se observan los siguientes valores calculados (tabla 4.5.1.1):

Total hábitats ocupados por una especie	35
Total especies	25
Promedio hábitats ocupados por especie	1,40
Diversidad α promedio	12,0
Diversidad β promedio	0,7143
Dimensión de la muestra	3 (niveles)
Gamma	12 x 0,7143 x 3 = 25,71

Tab. 4.5.1.1. Resumen de factores empleados para el cálculo de la diversidad *gamma* en las categorías de parques estudiados (según criterios de Schluter & Ricklefs (1993)).

No obstante, la diversidad *gamma* puede descomponerse en dos factores aditivos y positivos (Lande, 1996): la diversidad dentro de las comunidades (*alfa*) y la diversidad entre las comunidades (*beta*), de forma que *gamma* se expresa como: $\gamma = \alpha$ (promedio) + β . A esta expresión se le puede añadir información adicional basada en el peso proporcional de la comunidad (área, extensión o cualquier otra medida de importancia relativa), permitiendo calcular la diversidad *gamma* en función de otros factores, como por ejemplo la riqueza específica (*J*).

Así pues, aplicando las modificaciones planteadas por Lande (1996) y siguiendo el método descrito por Moreno (2001), para el análisis de la diversidad *gamma* basada en la riqueza específica según categorías de los parques, se tomó como medida para estimar el peso de las comunidades el número de puntos de muestreo establecidos para cada parque, observándose los siguientes valores calculados:

	SINT	SLIT	MHUM
Puntos de muestreo	201	40	44
Riqueza específica (<i>J</i>)	21	8	7
Peso comunidad	0,7053	0,1404	0,1544
Diversidad α promedio		12,000	
Diversidad β promedio		7,986	
Gamma		12,000 + 7,986 = 19,99	
Contribución α = 60,05%		Contribución β = 39,95%	

Tab. 4.5.1.2. Resumen de factores empleados para el cálculo de la diversidad *gamma* en las categorías de parques estudiados (según criterios de Lande (1996)).

Como muestran los resultados, ambos valores calculados de la diversidad *gamma* se aproximan a la riqueza específica total observada. El cálculo de diversidad basado en la riqueza de especies, pone de manifiesto que la diversidad *alfa* de la comunidad más rica (**SINT** en nuestro caso) contribuye en mayor medida a la diversidad *gamma* (60,05%), lo que se traduce en un bajo nivel de complementariedad entre categorías y una elevada proporción de especie exclusivas en cada categoría estudiada.

4.5.2. Diversidad *gamma* (γ): parques naturales

Atendiendo a la metodología anteriormente mencionada, para el análisis de la diversidad *gamma* según los criterios de Schluter & Ricklefs (1993) en los parques naturales estudiados, se observan los siguientes valores calculados:

Total hábitats ocupados por una especie	123
Total especies	25
Promedio hábitats ocupados por especie	4,9200
Diversidad α promedio	9,4615
Diversidad β promedio	0,2033
Dimensión de la muestra	13 (niveles)
Gamma	$9,4615 \times 0,2033 \times 13 = 24,99$

Tab. 4.5.2.1. Resumen de factores empleados para el cálculo de la diversidad *gamma* en los parques naturales estudiados (según criterios de Schluter & Ricklefs (1993)).

Aplicando las modificaciones de Lande (1996) y siguiendo los mismos métodos y criterios descritos con anterioridad, para el análisis de la diversidad *gamma* basada en la riqueza específica de los parques naturales estudiados, se observan los siguientes valores calculados:

	FR	DP	HC	HE	MP	PC	PS	SS	SC	SI	SE	SM	TB
P.M	13	12	15	18	11	13	12	13	31	28	42	43	34
S	14	7	14	6	7	7	6	5	10	7	11	16	13
P.C.	0,05	0,04	0,05	0,06	0,04	0,05	0,04	0,05	0,11	0,10	0,15	0,15	0,12
Diversidad α promedio	9,4615												
Diversidad β promedio	14,5193												
Gamma	$9,4615 + 14,5193 = 23,98$												
Contribución $\alpha = 39,46\%$	Contribución $\beta = 60,55\%$												

Tab. 4.5.2.2. Resumen de factores empleados para el cálculo de la diversidad *gamma* en los parques naturales estudiados (según criterios de Lande (1996)).

De nuevo, vuelve a observarse una buena aproximación de los valores de diversidad *gamma* a la riqueza específica total de los parques naturales estudiados. Merecen especial atención los resultados obtenidos al calcular *gamma* en función de la riqueza específica. En este caso, se observa que ninguna comunidad es tan rica como el conjunto global del paisaje (*gamma*), por lo que la diversidad *beta*, a través de la complementariedad, es el principal responsable de la riqueza *gamma*, explicando un 60,55% de la misma y poniendo de manifiesto la alta tasa de recambio entre comunidades.

4.6. Papel vectorial de los mosquitos: emergencia y reemergencia de enfermedades

El papel vectorial de los mosquitos es conocido desde mediados del s. XIX, cuando diferentes científicos de renombre observaron la transmisión activa de agentes patógenos al ser humano mediados por su particular tipo de alimentación. Por tanto, el conocimiento de la distribución, biología y ecología de estos vectores, se erige como uno de los pilares principales para la prevención y control de posibles sucesos de emergencia o reemergencia de enfermedades vehiculadas por estos insectos.

Uno de los objetivos de la presente tesis doctoral, fue discutir las posibilidades de transmisión de enfermedades en los enclaves estudiados, haciendo especial hincapié en las características concretas de los parques naturales de la Comunidad Valenciana. Para una mejor comprensión de las mismas, han sido organizadas en función de la naturaleza biológica del agente causal que las desarrolla.

4.6.1. Parasitosis

Malaria

La malaria o paludismo, considerada como la enfermedad parasitaria más frecuente del mundo, afecta anualmente a más de 500 millones de personas (WHO, 2011), motivo por el cual es una de las mayores preocupaciones a nivel mundial para las autoridades en Salud Pública. Al igual que cualquier enfermedad de tipo vectorial, requiere de la participación de tres elementos indispensables en su ciclo biológico: el agente causal (*Plasmodium* spp.), el vector (mosquitos pertenecientes al género *Anopheles*) y población humana potencialmente expuesta a los elementos anteriores.

Hoy en día se conocen perfectamente las características del agente causal, siendo éste un protozooario hemotisular perteneciente al género *Plasmodium* (Haemosporida: Plasmodiidae). En la actualidad, se reconocen cuatro especies parásitarias humanas dentro de este género:

1. *Plasmodium falciparum* (Welch, 1897). Se trata de la especie de mayor potencial patogénico, causante de más del 90% de las muertes anuales por malaria en áreas tropicales (WHO, 2011). Al igual que el resto de especies componentes del género, presenta un umbral superior de temperatura de 45 °C (Granham, 1988), estableciéndose su umbral inferior en 19 °C para poder desarrollarse en su hospedador invertebrado (MacDonald, 1957). Los signos patognomónicos de este agente causal son conocidos como “*fiebres tercianas malignas*”.
2. *Plasmodium vivax* (Grassi & Feletti, 1890). Junto con *P. falciparum*, monopoliza el 90% de los casos de malaria a nivel mundial. Se caracteriza por ser el plasmodio de mayor distribución geográfica, presentando la posibilidad de desarrollarse incluso en climas templados, aunque es poco habitual en el África Tropical (área endémica de *P. falciparum*), especialmente en su región más occidental, como consecuencia de factores inmunológicos de la población residente (Mendis *et al.*, 2001). Presenta un umbral inferior de supervivencia para temperaturas en torno a los 15 °C, límite bajo el que no puede concluir su fase esquizogónica (MacDonald, 1957). Otro aspecto relevante en su biología, es que posee una fase quiescente en forma de hipnozoitos hepáticos, responsables de las recidivas periódicas de la enfermedad en humanos aparentemente sanos. Causante de las conocidas “*fiebres tercianas benignas*”, se trata de la única especie de plasmodio presente en los pocos ciclos de transmisión europea documentados hasta la fecha.
3. *Plasmodium ovale* (Stephens, 1922). Al igual que en el caso de *P. vivax* se trata de una especie que presenta hipnozoitos como forma quiescente. Su distribución, a lo largo de la costa oeste africana, sustituye a *P. vivax* a lo largo de esa región geográfica. De nuevo, los signos patognomónicos de este agente causal son conocidos como “*fiebres tercianas benignas*”.
4. *Plasmodium malariae* (Feletti & Grassi, 1889). Última de las especies de plasmodios causantes de la enfermedad en seres humanos. Se caracteriza por su bajo nivel de parasitemia en sangre. No obstante, además de los daños típicos debido al desarrollo del ciclo celular del parásito (anemia, fiebres, dolores articulares, etc.), se ha descrito lesión renal debido a la infección por *P. malariae* (Collins & Jeffery, 2007). Su área de distribución acoge toda la región tropical del continente africano, extendiéndose desde las regiones orientales a las occidentales. Los signos patognomónicos de la infección por *P. malariae*, son conocidos como “*fiebres cuartanas*”.

A nivel nacional, el estudio de los mosquitos ha estado ligado, desde el primer momento, al seguimiento y erradicación de la malaria en España. Los principales focos

palúdicos de la Comunidad Valenciana quedaban restringidos al sur de la provincia de Alicante, donde los sistemas de regadío implementados a principios del s. XX a partir de los aportes hídricos de la cuenca del Segura, permitían a la comarca del Bajo Segura acoger a más del 40% de la superficie de regadío de la provincia (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008). En combinación con un aporte hídrico regular que garantizaba la persistencia de biotopos larvarios adecuados durante largos periodos de tiempo, se hallaba la presencia de una especie de mosquito altamente antropófila erradicada en la actualidad. Nos estamos refiriendo a *An. labranchiae* (Blázquez & Zulueta, 1980), cuya agresividad con el ser humano garantizaba el mantenimiento de la endemia palúdica, incluso en situaciones de baja densidad poblacional del vector (Clavero & Romeo Viamonte, 1948b).

A pesar de localizar las mayores endemias palúdicas al sur de la comunidad, también se evidenciaron episodios maláricos en las provincias de Valencia y Castellón durante la primera mitad del s. XX; si bien es cierto que estos episodios eran mucho más puntuales y restringidos (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2008). Así, en la provincia de Castellón, las mil hectáreas de arrozal y las vegas del Río Mijares y sus afluentes constituían los principales focos palúdicos; mientras que en la provincia de Valencia, los cursos del Río Palancia, el Júcar y los arrozales en torno a la Albufera se erigían como los principales puntos donde proliferaba la enfermedad.

De esta manera, el inicio del proceso de erradicación de la enfermedad tomó como principales dianas de actuación a los vectores encargados de la diseminación del parásito entre la población humana, siendo éstos los mosquitos pertenecientes al género *Anopheles*. Actualmente, la taxonomía nos remite al denominado *complejo maculipennis*, un grupo de especies con capacidad vectorial palúdica, de las que cinco de ellas se encuentran presentes en España (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2012a). De estas cinco especies, únicamente dos pueden adquirir un rol realmente importante en la transmisión palúdica, *An. atroparvus* y *An. labranchiae*, pese a que la ausencia de datos de esta última durante las últimas décadas ha llevado a la comunidad científica a considerar seriamente su desaparición en nuestro territorio (Eritja *et al.*, 2000; Bueno Marí *et al.*, 2012a), dejando por tanto a *An. atroparvus* como el principal transmisor malárico a nivel español (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010a). El resto de especies componentes del *complejo maculipennis* (*An. maculipennis* s.s., *An. melanoon* y *An. subalpinus*) adquieren un rol secundario, pudiendo comportarse como vectores de transmisión únicamente bajo circunstancias muy concretas y en áreas muy delimitadas. Fuera del *complejo maculipennis* existen otras especies con capacidad para comportarse como potenciales vectores palúdicos, si bien, siempre como vectores secundarios. Entre ellas destaca a nivel nacional *An. claviger*, que ha sido constatado como vector primario en países asiáticos (Becker *et al.*, 2010).

Tal y como demuestra la breve revisión realizada en torno a la problemática del paludismo en la Comunidad Valenciana, los principales puntos de actuación acogidos al plan de erradicación de la malaria quedaban circunscritos a las regiones agrícolas tradicionales (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010c) y a las cuencas hidrográficas que las sustentaban, relegando a un segundo plano las áreas naturales del territorio valenciano. Si bien es cierto que una de las principales premisas para el mantenimiento de la enfermedad entre la población humana es la relación estrecha (cercanía) entre vector y hospedador, y que las zonas naturales no cumplen estrictamente este requisito; el uso y explotación tradicional de las mismas configura un excelente marco para el mantenimiento aislado de posibles ciclos de transmisión puntuales, pudiendo pasar desapercibidos a las autoridades sanitarias.

Filariasis

El término *filarias*, hace referencia a un grupo de parásitos así definido por el aspecto filiforme de los adultos. Las filarias (Spirurida: Onchocercidae), pertenecen a la superfamilia filarioidea, que reúne a la mayoría de los espirúridos de importancia sanitaria. Los adultos son parásitos hemotisulares, si bien cada especie presenta su microhábitat particular (vasos sanguíneos, cavidades cardíacas, conductos o ganglios linfáticos, etc.). El tejido conjuntivo subcutáneo es el hábitat predilecto de algunas especies, las cuales se desplazan activamente en el espesor del mismo, en tanto que otras se caracterizan por su situación estática dentro de formaciones subcutáneas de aspecto tumoral, o quedan ubicadas en las membranas serosas que revisten las cavidades torácica y abdominal (Gállego Berenguer, 2006).

El interés sanitario de este grupo, radica en su característico ciclo biológico, que se inicia con la puesta de las microfilarias (larvas inmaduras) que, en función de la especie, migrarán a los capilares sanguíneos o la dermis del hospedador, donde esperarán a ser ingeridas por el insecto hematófago en el que continuarán su desarrollo. Estos insectos pertenecen al grupo de los dípteros (mosquitos, tábanos, culicoides y simúlidos), que ingerirán las microfilarias como parte de su proceso de alimentación. Las microfilarias migrarán a la cavidad hemocélica del insecto para continuar su desarrollo (de L1 a L3 infestantes), momento en el que se desplazarán al labio inferior bucal para ser inoculadas en su hospedador definitivo (Gállego Berenguer, 2006).

En nuestro caso particular, abordaremos el análisis de aquellas filariasis vehiculadas por mosquitos. Al respecto, comentar el destacable incremento de inmigrantes portadores de este tipo de enfermedades, sobre todo de origen africano, donde coexisten diferentes especies de filarias como *Wuchereria bancrofti* (filariasis linfática) o *Loa loa* entre otras (Carrillo *et al.*, 2004; Pardo *et al.*, 2006; Monge Maillo *et*

al., 2009), y por tanto, susceptibles de sufrir un proceso de adaptación y establecimiento en determinadas regiones de nuestro país (Carrillo *et al.*, 2004; Franco Álvarez de Luna *et al.*, 2007; Gil Setas *et al.*, 2010). Este tipo de filariasis, ha sido asociada a áreas rurales del norte de África, donde el principal vector de transmisión identificado es *Cx. pipiens* (Habdel Hamid *et al.*, 2011), cuya ubicuidad en nuestro territorio y el elevado grado de asociación antrópica exhibido por la misma (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011d), la convierten en el principal potencial agente transmisor en la región mediterránea española, no solo en ambientes naturales como los que son objeto de este trabajo, sino también en ambientes rurales, urbanos y periurbanos.

No obstante el riesgo de transmisión de las filariasis anteriormente comentadas, destacan de manera sobresaliente aquéllas pertenecientes al género *Dirofilaria*. Las dirofilariasis, concretamente *Dirofilaria immitis* (Leidy, 1856) y *Dirofilaria repens* (Raillet & Henry, 1911), son típicas de cánidos y félidos (Gállego Berenguer, 2006), parasitando la sección cardíaca derecha (aurícula y ventrículo) y arterias pulmonares (en el caso de *D. immitis*) y el tejido conectivo subcutáneo (en el caso de *D. repens*). A pesar de ser consideradas como típicamente zoonóticas, pueden parasitar al ser humano de forma accidental, dando lugar a afecciones pulmonares cuya presencia se detecta, eventualmente, en exámenes radiográficos rutinarios, en forma de nódulos pulmonares benignos que son confundidos, muy a menudo, con tumores malignos (Simón *et al.*, 2005). Esta afección es especialmente significativa en humanos en zonas donde la parasitosis es considerada como endémica para cánidos y félidos, registrándose mayores porcentajes de infestación y seroprevalencia en humanos (Otranto *et al.*, 2011).

Otro aspecto interesante de las dirofilariasis, radica en el tipo de reservorios conocidos. Dejando de lado sus hospedadores principales (cánidos y félidos), que en muchas ocasiones son empleados como mascotas o “herramientas” (caza, perros lazarillo, etc.) al servicio del ser humano, existe un amplia variedad de animales salvajes que adoptan el rol de reservorio natural de esta parasitosis. El ejemplo más claro de este tipo son los zorros salvajes (*Vulpes vulpes*), de los que se tiene constancia de infección natural en la Península Ibérica, con prevalencias del 11% en los Pirineos, las cuales aumentaban hasta un 32% en áreas de explotación rural (cultivos, irrigaciones, etc.) (Gortázar *et al.*, 1994; Gortázar *et al.*, 1998).

Aproximadamente 70 especies diferentes de mosquitos, principalmente pertencientes a los géneros *Culex*, *Aedes*, *Anopheles*, *Culiseta* y *Coquillettidia*, han sido identificadas y son consideradas como potenciales vectores de dirofilariasis, tanto animales como humanas. A nivel europeo, se ha constatado la capacidad vectorial de *Cx. pipiens* en España (Morchón *et al.*, 2007), Italia (Cancrini *et al.*, 2006) y Turquía

(Yildirim *et al.*, 2011); de *Cx. theileri* en Madeira (Portugal) (Santa Ana *et al.*, 2006) y en las Islas Canarias (España) (Morchón *et al.*, 2011); de *Ae. vexans* en Turquía (Biskin *et al.*, 2010; Yildirim *et al.*, 2011) y de *Ae. albopictus*, *Oc. caspius*, *An. maculipennis* y *Cq. richiardii* en Italia (Cancrini *et al.*, 1995; 2003; 2006). Igualmente, se ha comprobado la capacidad para transmitir dirofilariasis en especies como *An. atroparvus*, *An. claviger*, *Cx. modestus*, *Oc. detritus* y *Oc. geniculatus* (Schaffner *et al.*, 2001).

En España, *D. immitis* ha sido detectada a lo largo de todo el país, documentándose prevalencias caninas, previas al año 2001, del 36,7% en Huelva, 12,0% en Cádiz, 18,0% en Córdoba, entre un 8,0%-14,0% en Badajoz, 13,0% en Alicante, 2,0% en Madrid, 12,0% en Salamanca, 13,5% en Zaragoza o 1,2% en Barcelona (Ortega Moral *et al.*, 1988; Castillo *et al.*, 1989; Guerrero *et al.*, 1989; Pérez *et al.*, 1989; Rojo Vázquez *et al.*, 1990; Ortega Mora *et al.*, 1991; Gutiérrez *et al.*, 1995). Con posterioridad al año 2011, las seroprevalencias detectadas han continuado aumentando (Morchón *et al.*, 2012), por lo que puede ser considerado como un problema de salud actual. En el caso de *D. repens*, se puede observar una situación similar, si bien es cierto que con un menor número de casos documentados para este parásito. No obstante, en España se tiene constancia de su presencia (Pérez *et al.*, 1989; Rojo Vázquez *et al.*, 1990; Anguera, 1995) desde los años 50, sobre todo en las zonas costeras del levante, habiéndose documentado los últimos casos en la isla de Ibiza (Fuentes *et al.*, 1994; Pampiglione *et al.*, 1995).

4.6.2. Arbovirosis

Hablar de arbovirosis (del inglés *arthropod-borne viruses*), es hablar de un concepto ecológico referido a un grupo de virus concreto, los cuales requieren de la participación, al igual que en los casos anteriormente analizados, de tres elementos para completar su ciclo biológico: el agente causal (arbovirus), agente vector (artrópodo) y un hospedador adecuado (animal). Los arbovirus son causantes de enfermedades animales o zoonosis (Gubler, 2002), que han cobrado una gran importancia en materia de Salud Pública, principalmente aquéllos pertenecientes a las familias Flaviviridae, Togaviridae y Bunyaviridae.

El *Catálogo Internacional de Arbovirus* registra 534 de estos virus, de los cuales 134 han sido documentados como causantes de enfermedad en humanos (Karabatsos, 2001). De entre ellos, al menos 19 son transmitidos por mosquitos, por lo que estos insectos son considerados como potenciales vectores de los mismos (Gubler, 2006). Las arbovirosis humanas pueden clasificarse en función de los síntomas clínicos principales que causan, como encefalitis, afecciones febriles acompañadas de erupción cutánea, artritis e incluso fiebre hemorrágica; en definitiva, un variado elenco de

sintomatología severa acompañada de una significativa morbilidad y mortalidad humanas (Becker *et al.*, 2010).

Familia/ Virus	Vector	Hospedador vertebrado	Ciclo de transmisión	Síntomas	Distribución geográfica	Casos en España
Togaviridae						
<i>Chikungunya</i> ¹	<i>Aedes</i>	Humanos Primates	Urbano Rural Salvaje	Fiebre sistémica	África Asia Australia	Importados
<i>Sindbis</i>	<i>Aedes</i> <i>Culex</i> <i>Culiseta</i>	Aves	Rural	Fiebre sistémica	África Asia Australia Europa	Importados
Flaviviridae						
<i>Dengue</i> ¹	<i>Aedes</i>	Humanos Primates	Urbano Rural Salvaje	Fiebres sistémica y hemorrágica	Mundial (tropical)	Importados
<i>Fiebre Amarilla</i> ¹	<i>Aedes</i>	Humanos Primates	Rural Salvaje Urbano	Fiebres sistémica y hemorrágica	África S. América	Importados
<i>Usutu</i>	<i>Aedes</i> <i>Culex</i> <i>Culiseta</i>	Aves	Rural	Fiebre sistémica	África Europa	-
<i>Virus West Nile</i> ¹	<i>Aedes</i> <i>Anopheles</i> <i>Coquillettidia</i> <i>Culex</i> <i>Ochlerotatus</i>	Aves	Rural Salvaje Urbano	Fiebre sistémica Meningo- encefalitis	África Asia Europa N. América	Autóctonos
Bunyaviridae						
<i>Inkoo</i>	<i>Ochlerotatus</i>	Bóvidos Roedores	Rural	Fiebre sistémica Meningo- encefalitis	Norte de Europa	-
<i>Batai</i>	<i>Aedes</i> <i>Anopheles</i> <i>Coquillettidia</i> <i>Ochlerotatus</i>	Bóvidos Óvidos	Rural	Fiebre sistémica	África Asia Europa	-
<i>Tahyna</i>	<i>Aedes</i> <i>Anopheles</i> <i>Coquillettidia</i> <i>Culex</i> <i>Ochlerotatus</i>	Roedores Lacértidos	Rural	Fiebre sistémica Meningo- encefalitis	África Asia Europa	Importados

Tab. 4.6.2.1. Arbovirosis susceptibles de iniciar procesos de transmisión en los parques naturales valencianos. ¹Arbovirus susceptibles de provocar viremia significativa en humanos.
Tomado y modificado de Bueno Mari & Jiménez Peydró, 2010f.

Bajo esta tesitura, el estudio de la relación entre vectores y agentes causales, la distribución de los primeros y la incidencia de los últimos entre la población humana, se postulan como las herramientas más efectivas a la hora de prevenir y desenmascarar episodios arbovíricos ocultos entre la población animal y humana de la Comunidad Valenciana (tabla 4.6.2.1). Este marco referencial, se ve incrementado más aún al considerar que muchos de estos agentes patógenos, han sido potencialmente asociados a determinados ambientes como humedales o grandes masas forestales

(Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010f; Bernués Bañeres *et al.*, 2012b), ambientes entre los que se encuentran gran cantidad de parques naturales valencianos.

Dengue, Fiebre Amarilla y Chikungunya

El virus del Dengue (DEN), de la Fiebre Amarilla (FA) y del Chikungunya (CHK) son virus típicamente zoonóticos, habituales de las grandes masas selváticas tropicales de África, Asia y América, donde los primates actúan como hospedadores definitivos y reservorios de la virosis. Los principales vectores de estas arbovirosis, *Ae. albopictus* y *Ae. aegypti*, son, al menos en origen, mosquitos limnodendrófilos o arborícolas, motivo por el cual quedaban circunscritos a las grandes masas forestales y selváticas en su distribución primigenia. No obstante, la capacidad de adaptación a nuevos hábitats más comunes en las urbes y los fenómenos de invasión biológica llevados a cabo por ambos (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2009a; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010f), han posibilitado el inicio de ciclos de transmisión autóctona en ambientes urbanos a nivel europeo (Rezza *et al.*, 2007; Seyler *et al.*, 2008; La Ruche *et al.*, 2010).

El virus DEN es la arbovirosis tropical más frecuente entre los inmigrantes diagnosticados en nuestro país, suponiendo aproximadamente, un 10% del total de enfermedades importadas en Europa (MSPS, 2008). Se trata de una arbovirosis de extremada virulencia, habiéndose documentado brotes epidémicos que afectaban hasta el 70-80% de la población susceptible de contagio (López Vélez & Molina Moreno, 2005). Con un periodo de incubación relativamente corto desde la inoculación por parte del mosquito transmisor hasta la manifestación de los primeros síntomas (2-3 hasta 21 días), puede acabar causando la muerte del hospedador si no es correctamente diagnosticado, con una tasa de letalidad en torno al 2,5% de los casos en las últimas tres décadas (San Martín *et al.*, 2010). La sintomatología típica puede variar desde estados febriles débiles, hasta fiebres sistémicas recurrentes o fiebres hemorrágicas, aunque también puede cursar asintóticamente. No obstante, existe una ratio estimada entre inmigrantes infectados sintomáticos y asintomáticos de 1 (sintomático) por cada 3 (asintomático) (Cobelens *et al.*, 2002); lo cual dificulta enormemente la detección de la enfermedad, incrementado el riesgo de posibles brotes endémicos.

La FA es, históricamente, la arbovirosis más importante y peligrosa transmitida por mosquitos, causante de grandes epidemias de fiebre hemorrágica en muchos países africanos y sudamericanos (Becker *et al.*, 2010). Entre la sintomatología característica, en muchas ocasiones similar a la causada por DEN, destaca el fenómeno de la ictericia, lo que otorga el calificativo de “*amarilla*” a la enfermedad. Otros síntomas típicos son malestar general, náuseas, vómitos, fiebres recurrentes,

convulsiones febriles, escalofríos, taquicardia, dolor articular e incapacidad (Becker *et al.*, 2010). Tras la picadura de un mosquito infectado, el virus se replica localmente para, posteriormente, diseminarse al resto del organismo vía sistema linfático. Por tanto, podemos hablar de una forma bifásica de evolución, con una primera fase invasiva caracterizada por una sintomatología febril que remite con el tiempo y una segunda fase de resurgencia mucho más agresiva. Esta segunda fase, es debida al establecimiento del virus en numerosos órganos, causando un fallo multiorgánico responsable de una tasa de mortalidad media cercana al 50-60% de los casos (Eldridge & Edman, 2000; MSPS, 2008).

En España se tiene constancia de la presencia de esta arbovirosis desde el siglo XVIII, cuando se produjeron importantes brotes epidémicos; mientras que posteriormente, durante el siglo XIX, se cree que más de 300.000 personas murieron a causa de esta enfermedad (Becker *et al.*, 2010). Los últimos datos históricos en referencia a la epidemiología de la FA, indican que el último brote en España se produjo en Madrid en el año 1878 (Rico Avelló, 1953). Hoy en día, se considera que su erradicación es totalmente inviable, pues la eliminación de los ciclos selváticos se postula como una tarea inabarcable, mientras que en el ámbito urbano prima la reducción de factores de riesgo que propicien brotes epidémicos (control de vectores peridomésticos y campañas de vacunación). Al parecer, y debido a la incurabilidad de la enfermedad, la metodología de control más efectiva son las campañas masivas de vacunación, que se han demostrado efectivas a la hora de reducir las tasas de FA en humanos (Norrby, 2007).

El virus CHK es endémico de Asia y África, a pesar de haberse documentado los primeros casos aislados de emergencia autóctona del virus en Europa (Italia, Ravenna, Emilia Romagna) durante el verano (Julio-Agosto) del 2007 (Rezza *et al.*, 2007). En ambos continentes, dos especies del género *Aedes* actúan como principales vectores de transmisión, nos estamos refiriendo a *Ae. aegypti* (para el continente africano) y *Ae. albopictus* (para el continente asiático), donde mantiene un ciclo antroponótico entre la población humana. No obstante, es destacable el mantenimiento de una enzootia entre primates selváticos a modo de reservorio natural, permitiendo la rediseminación del virus entre humanos y provocando graves brotes epidémicos en la población circundante a las grandes áreas selváticas. La sintomatología típica de esta arbovirosis, se sucede tras un corto periodo de incubación del virus (2-4 días), en forma de fiebres, convulsiones, jaquecas, dolores articulares, eritema, fotofobia, etc., provocando un estado de debilidad generalizado e incapacitando al enfermo para trabajar durante días o incluso semanas y meses (Yoid, 2004; Becker *et al.*, 2010).

West Nile, Sindbis y Usutu

Al igual que sucedía con los casos anteriores, los virus West Nile (VWN), Sindbis (SIN) y Usutu (USU) son típicamente zoonóticos, afectando de forma más severa a las aves y relegando al ser humano a un marco meramente accidental. No obstante, y a pesar de que la mayoría de los casos humanos cursan asintomáticamente enmascarando las prevalencias reales en la población, se han documentado casos de brotes epidémicos severos que han causado la muerte de numerosos pacientes afectados por estas arbovirosis (McIntosh *et al.*, 1976; Nash *et al.*, 2001).

El VWN fue aislado por primera vez en humanos en el distrito Oeste del Nilo (Uganda) en 1937, descubriéndose más tarde su presencia en caballos, perros, roedores, murciélagos y, por supuesto, en aves (Eldridge & Edman, 2000). Esta arbovirosis ha sido ampliamente descrita en África, Europa, Oriente Medio, Asia, Oceanía y, más recientemente, el norte de América (Becker *et al.*, 2010), por lo que se puede afirmar que es una de las mejor distribuidas a nivel mundial. En la mayoría de los casos, cursa asintomáticamente o en forma de leves accesos febriles (Domingo *et al.*, 2007), si bien es cierto que, en los casos más severos, ha sido reconocida como causante de graves brotes meningíticos o encefalíticos (Becker *et al.*, 2010).

En la naturaleza, el VWN presenta a las aves como hospedadores principales, mientras que humanos y équidos se comportan como hospedadores secundarios o accidentales, atribuyéndose a *Cx. pipiens* el rol de vector principal para el mantenimiento de la enzootia entre poblaciones aviares salvajes (Mouchet *et al.*, 1970). No obstante, en la actualidad se conocen muchas otras especies de mosquitos capaces de transmitir de forma eficiente VWN en nuestro territorio, considerándose como portadores naturales de dicho virus a *Ae. vexans*, *An. atroparvus*, *Cq. richiardii*, *Cs. annulata*, *Cx. mimeticus*, *Cx. modestus*, *Cx. theileri*, *Cx. pipiens*, *Cx. univittatus* y *Oc. caspius* (Schaffner *et al.*, 2001; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010f). A pesar de que estas especies han sido evidenciadas como portadoras naturales del virus, debemos considerar su subdivisión en categorías diferentes. En primer lugar, mencionar a las especies con capacidad para comportarse como potenciales vectores para el mantenimiento de la enzootia entre la población aviar, destacando entre ellas *An. atroparvus*, *Cs. annulata*, *Cx. mimeticus* y *Cx. pipiens* var. *pipiens*. Además de desarrollar parte del rol anterior y debido a su marcada antropofilia, *Ae. vexans*, *Cx. modestus*, *Cx. pipiens* var. *molestus*, *Cx. theileri* y *Oc. caspius*, compondrían el subgrupo de especies con capacidad para actuar como potenciales puentes de transmisión de la enfermedad entre las aves y el ser humano (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010f).

Al posible papel vectorial que pueden jugar las especies de mosquitos detectadas en los parques naturales valencianos, debemos añadir un componente

antrópico que propicia la presencia de especies aviares susceptibles de actuar como reservorio de esta arbovirosis. Muchos de los parques estudiados, se catalogan como zonas Z.E.P.A. (*Zonas de Especial Protección para las Aves*), aspecto bajo el que se encuentran los parques de la Tinença de Benifassà, la Sierra de Irta, el Macizo del Peñagolosa, el marjal del Prat de Cabanes-Torreblanca, el Desert de les Palmes, la Sierra de Espadán, la Sierra Calderona, las Hoces del Cabriel, el Carrascal de la Font Roja, la Sierra de Mariola, el Hondo de Elche y las Salinas de Santa Pola; lo cual significa que, la práctica totalidad (a excepción de la Puebla de San Miguel) de los parques estudiados se encuentran bajo esta figura de protección (GVA, 2006). Otro aspecto relevante que debe ser considerado, es la presencia de aves que han sido constatadas como auténticos reservorios para el VWN mediante estudios de seroprevalencia (tabla 4.6.2.2). En el caso de las **SINT**, destacan especies como *Aquila chrysaetos* (Linnaeus, 1758) (Águila real); *Corvus corone* Linnaeus, 1758 (Corneja común); *Coturnix coturnix* (Linnaeus, 1758) (Codorniz común); *Falco tinnunculus* Linnaeus, 1758 (Cernícalo vulgar) o *Garrulus glandarius* (Linnaeus, 1758) (Arrendajo). En las **SLIT** destacan especies como *Anas platyrhynchos* Linnaeus, 1758 (Ánade azulón) o *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758) (Garcilla bueyera); mientras que en los **MHUM**, se puede observar aves típicamente acuáticas o limnícolas como *Anser anser* (Linnaeus, 1758) (Ánsar común); *Ardea cinerea* Linnaeus, 1758 (Garza real); *Bubulcus ibis* (Linnaeus, 1758) (Garcilla bueyera); *Calidris minuta* (Leisler, 1812) (Correlimos menudo); *Fulica atra* Linnaeus, 1758; *Larus michaellis* Pallas, 1811 (Gaviota patiamarilla); *Larus ridibundus* Linnaeus, 1766 (Gaviota reidora); *Phoenicopterus ruber* (Flamenco del Caribe) Linnaeus, 1758; *Plegadis falcinellus* (Linnaeus, 1766) (Morito común); *Vanellus vanellus* (Linnaeus, 1758) (Avefría europea).

ESPECIE	NOMBRE COMÚN	PRESENCIA	TIPO	PERIODO
<i>Anas platyrhynchos</i> Linnaeus, 1758	Ánade azulón	Habitual	Residente	Invernante
<i>Anser anser</i> (Linnaeus, 1758)	Ánsar común	Habitual	-	Invernante
<i>Aquila chrysaetos</i> (Linnaeus, 1758)	Águila real	Habitual	Residente	-
<i>Ardea cinerea</i> Linnaeus 1758	Garza real	Habitual	Residente	Invernante
<i>Bubulcus ibis</i> (Linnaeus, 1758)	Garcilla bueyera	Habitual	Residente	-
<i>Calidris minuta</i> (Leisler, 1812)	Correlimos menudo	Habitual	Migratoria	Invernante
<i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	Paloma bravía	Habitual	Residente	-
<i>Corvus corone</i> Linnaeus, 1758	Corneja común	Habitual	Residente	-
<i>Coturnix coturnix</i> (Linnaeus, 1758)	Codorniz común	Habitual	Residente	Estival
<i>Garrulus glandarius</i> (Linnaeus, 1758)	Arrendajo	Habitual	Residente	-
<i>Falco tinnunculus</i> Linnaeus, 1758	Cernícalo vulgar	Habitual	Residente/ Migratoria	Invernante
<i>Fulica atra</i> Linnaeus, 1758	Focha común	Habitual	Residente	Invernante
<i>Larus cachinnans</i> Pallas, 1811	Gaviota del Caspio	Habitual	Residente	-

ESPECIE	NOMBRE COMÚN	PRESENCIA	TIPO	PERIODO
<i>Larus michaellis</i> Pallas, 1811	Gaviota patiamarilla	Habitual	Residente	-
<i>Larus ridibundus</i> Linnaeus, 1766	Gaviota reidora	Habitual	Residente/ Migratoria	Invernante
<i>Phoenicopterus ruber</i> Linnaeus, 1758	Flamenco del Caribe	Habitual	Residente	Invernante
<i>Pica pica</i> (Linnaeus, 1758)	Urraca	Habitual	Residente	-
<i>Plegadis falcinellus</i> (Linnaeus, 1766)	Morito común	Habitual	Residente	-
<i>Streptopelia decaocto</i> (Fivaldszky, 1838)	Tórtola turca	Habitual	Residente	-
<i>Streptopelia turtur</i> (Linnaeus, 1758)	Tórtola europea	Habitual	-	Estival
<i>Tringa glareola</i> Linnaeus, 1758	Andarrios bastardo	Habitual	Migratoria	-
<i>Vanellus vanellus</i> (Linnaeus, 1758)	Avefría europea	Habitual	Residente	Invernante

Tab. 4.6.2.2. Relación de aves con exposición documentada para VWN censadas en territorio valenciano.

Se detalla la abundancia de las mismas (ocasional o habitual), el tipo de presencia en nuestro territorio (residente o migratoria) y el periodo de máxima abundancia poblacional (invernante o estivante) (Rappole *et al.*, 2000; Figuerola *et al.*, 2007; Jiménez Clavero *et al.*, 2008; Calistri *et al.*, 2010; Lelli *et al.*, 2012).

No obstante estos datos, no debemos olvidar la presencia de aves urbanitas, perfectamente adaptadas a los ecosistemas de las ciudades y pueblos de nuestro territorio, con la misma capacidad para actuar como potencial reservorio de esta arbovirosis. Nos estamos refiriendo a especies tan comunes como *Columba livia* Gmelin, 1789 (Paloma bravía), *Passer domesticus* (Linnaeus, 1758) (Gorrión común) o *Streptopelia decaocto* (Tórtola turca) (Hubálek *et al.*, 2003; Spurr, 2004; Rogers & Sanderson, 2006), donde su convivencia con el principal vector de transmisión, *Cx. pipiens*, supone un riesgo inmediato para el inicio de ciclos de transmisión directamente ligados a la actividad humana.

El virus SIN fue aislado por primera vez en 1952, a partir de una cepa de mosquitos pertenecientes al género *Culex* en la población egipcia de Sindbis (El Cairo). Se conoce su presencia en Europa, África, Asia y Australia, habiéndose documentado el primer caso humano en Uganda en 1961 (Becker *et al.*, 2010). El virus es transmitido entre aves y mosquitos en un ciclo selvático, por lo que se define como una afección típicamente zoonótica. Diversos estudios de tipo molecular postulan un origen africano para las cepas europeas de SIN, asumiendo su diseminación a través de aves migratorias procedentes de dicho continente (Shirako *et al.*, 1991; Norder *et al.*, 1996). En España, y en el caso de coincidir los factores necesarios para el inicio de ciclos de transmisión, de nuevo *Cx. pipiens* sería la especie con mayores probabilidades de comenzarlos, contando con el apoyo de especies fuertemente antropofílicas como *Cx. modestus* o *Cx. theileri*.

En el caso del ser humano, la infección por SIN suele cursar de forma asintomática, revelándose de forma leve y poco patognomónica en los casos clínicos.

No obstante, se han documentado centenares de casos graves en el norte de Europa, especialmente en Suecia, Finlandia, Rusia y Noruega (Lundström, 1999), derivando en sarpullido cutáneo y síndrome febril grave acompañado de dolores musculares y articulares intensos (Kurkela *et al.*, 2005).

Actualmente, se conocen porcentajes significativos de seroprevalencia en diversos órdenes de passeriformes, galliformes y anseriformes (tabla 4.6.2.3) (Lundström *et al.*, 1992; Buckley *et al.*, 2003), muchas de las cuales son frecuentes tanto en humedales como serranías de nuestro territorio. En el caso de las **SINT** destacan especies como *Corvus corone* Linnaeus, 1758 (Corneja común); *Delichon urbicum* (Linnaeus, 1758) (Avión común); *Erithacus rubecula* (Linnaeus, 1758) (Petirrojo europeo); *Ficedula hypoleuca* (Pallas, 1764) (Papamoscas cerrojillo); *Luscinia svecica* (Linnaeus, 1758) (Ruiñador pechiazul); *Phoenicurus phoenicurus* (Linnaeus, 1758) (Colirrojo real); *Pica pica* (Linnaeus, 1758) (Urraca); *Sylvia borin* (Boddaert, 1783) (Curruca mosquitera) o *Turdus philomelos* (Linnaeus, 1758) (Zorzal común). Por otro lado, las **SLIT** agrupan especies tan variadas como *Delichon urbicum* (Linnaeus, 1758) (Avión común); *Muscicapa striata* (Pallas, 1764) (Papamoscas gris); *Pica pica* (Linnaeus, 1758) (Urraca); *Sylvia communis* (Linnaeus, 1758) (Curruca zarcera) o *Turdus philomelos* (Linnaeus, 1758) (Zorzal común), todas ellas reservorios constatados para SIN. Por último, en el caso de los **MHUM** la lista queda reducida, habiéndose documentado la presencia de *Acrocephalus schoenobaenus* (Linnaeus, 1758) (Carricero común) y *Acrocephalus scirpaceus* (Hermann, 1804) (Carricero común) como únicas especies con capacidad para actuar como potenciales reservorios para SIN (Buckley *et al.*, 2003; Kurkela *et al.*, 2008).

ESPECIE	NOMBRE COMÚN	ABUNDANCIA	TIPO	PERIODO
<i>Acrocephalus schoenobaenus</i> (Linnaeus, 1758)	Carricero común	Habitual	Migratoria	-
<i>Acrocephalus scirpaceus</i> (Hermann, 1804)	Carricero común	Habitual	-	Estival
<i>Anas platyrhynchos</i> Linnaeus, 1758	Ánade azulón	Habitual	Residente	Invernante
<i>Corvus corone</i> Linnaeus, 1758	Corneja común	Habitual	Residente	-
<i>Delichon urbicum</i> (Linnaeus, 1758)	Avión común	Habitual	Migratoria	Estival
<i>Erithacus rubecula</i> (Linnaeus, 1758)	Petirrojo europeo	Habitual	Residente	Invernante
<i>Ficedula hypoleuca</i> (Pallas, 1764)	Papamoscas cerrojillo	Habitual	Migratoria	Estival
<i>Gallus domesticus</i> Linnaeus, 1758	Gallo doméstico	Habitual	Residente	-
<i>Luscinia svecica</i> (Linnaeus, 1758)	Ruiñador pechiazul	Habitual	-	Estival/ Invernante
<i>Meleagris gallopavo</i> Linnaeus, 1758	Pavo doméstico	Habitual	Residente	-
<i>Muscicapa striata</i> (Pallas, 1764)	Papamoscas gris	Habitual	Migratoria	Estival
<i>Phoenicurus phoenicurus</i> (Linnaeus, 1758)	Colirrojo real	Habitual	-	Estival
<i>Phylloscopus trochilus</i> (Linnaeus, 1758)	Mosquitero musical	Habitual	Migratoria	-

ESPECIE	NOMBRE COMÚN	ABUNDANCIA	TIPO	PERIODO
<i>Pica pica</i> (Linnaeus, 1758)	Urraca	Habitual	Residente	-
<i>Prunella modularis</i> (Linnaeus, 1758)	Acentor común	Habitual	Residente	Invernante
<i>Sylvia attricapilla</i> (Linnaeus, 1758)	Curruca capirotada	Habitual	Residente Migratoria	Invernante
<i>Sylvia borin</i> (Boddaert, 1783)	Curruca mosquitera	Habitual	Migratoria	Estival
<i>Sylvia communis</i> (Linnaeus, 1758)	Curruca zarcera	Habitual	Migratoria	Estival
<i>Turdus merula</i> Linnaeus, 1758	Mirlo común	Habitual	Residente	-
<i>Turdus philomelos</i> Brehm, 1831	Zorzal común	Habitual	Residente	Invernante

Tab. 4.6.2.3. Relación de aves con exposición documentada para SIN censadas en territorio valenciano. Se detalla la abundancia de las mismas (ocasionales o habituales), el tipo de presencia en nuestro territorio (residente o migratoria) y el periodo de máxima abundancia poblacional (invernante o estivate) (Buckley *et al.*, 2003; Kurkela *et al.*, 2008).

Otro aspecto de suma importancia con respecto a la emergencia/reemergencia de esta enfermedad, es que se han evidenciado elevadas tasas de seroprevalencia en aves estrechamente ligadas a la actividad humana, nos estamos refiriendo en este caso a las denominadas aves de corral como *Gallus domesticus* (Gallo doméstico) o *Melagris gallopavo* (Pavo doméstico), ambas empleadas para la obtención de productos de consumo humano. A estas aves domésticas, de nuevo y tal y como ocurría con el caso del VWN, debemos sumar las especies urbanitas como potenciales reservorios de enfermedad ligados al hombre. En este caso cobran especial importancia especies como *Delichon urbicum* (Avión común) o *Pica pica* (Urraca), muy comunes en edificios, parques y jardines de nuestras ciudades.

En cuanto al virus USU se refiere, se trata de un arbovirus estrechamente relacionado con otros patógenos de importante afección humana, como el virus de la encefalitis Japonesa, el virus de la encefalitis del Valle de Murray, el virus de la encefalitis de Saint Louis o el VWN (Kuno *et al.*, 1998; Bakonyi *et al.*, 2004). Fue aislado por primera vez en Sudáfrica en 1959, a partir de mosquitos infectados de forma natural (Woodhall, 1964), donde circula entre aves y mosquitos, comportándose los mamíferos como huéspedes accidentales al ser picados por vectores portadores de la enfermedad.

Actualmente, la información epidemiológica acerca de esta arbovirosis es escasa y relativamente reciente, al haberse registrado los primeros casos de emergencia del virus en Europa (Austria, Viena) en 2001, en forma de epizootia aviar con una alta mortalidad entre mirlos comunes (*Turdus merula*) y cárabos lapones (*Strix nebulosa* Forster, 1772) (Weissenböck *et al.*, 2002). Posteriormente, se observaron niveles de seroprevalencia significativos en otras muchas especies aviares (Weissenböck *et al.*, 2003), algunas tan comunes en nuestro territorio como la corneja común (*Corvus*

corone), la urraca (*Pica pica*), la codorniz (*Coturnix coturnix*), el pavo doméstico (*Melagris gallopavo*) o el gorrión común (*Passer domesticus*), que a su vez son residentes habituales de los parques naturales valencianos. En el caso del ser humano, solo se conoce una historia clínica confirmada, proceso durante el cual se presentaron signos poco patognomónicos como son accesos febriles débiles y sarpullido cutáneo (Buckley *et al.*, 2003).

Otro de los aspectos más interesantes con respecto a esta arbovirosis, es la detección, mediante PCR, del virus USU en poblaciones de *Cx. pipiens* presentes en los humedales catalanes, presentando mayor porcentaje de homología (97,97%) con cepas africanas que con las cepas centroeuropeas (94,94%). La explicación a este fenómeno, radicaría en la entrada del virus a nuestro país a través de las rutas migratorias de aves africanas, tesis apoyada por la avirulencia del virus en África y España en comparación con la registrada para Austria en 2001 (Weissenböck *et al.*, 2002). No obstante, y dada la ausencia de sintomatología y patologías severas en humanos, es lógico suponer que el riesgo para el hombre es actualmente muy bajo (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2010f).

Tahyna, Batai e Inkoo

Los virus Tahyna (TAH), Inkoo (INK) y Batai (BAT), son virus enzoóticos cuyos hospedadores habituales suelen ser diferentes mamíferos, principalmente especies que en muchas ocasiones se encuentran estrechamente relacionadas con el ser humano. Al respecto, destacan diversas especies de bóvidos; óvidos como la oveja doméstica (*Ovis orientali* Linnaeus, 1758); suídos como el javalí (*Sus scrofa* Linnaeus, 1758) y roedores como la liebre común (*Lepus europaeus* Pallas, 1778), el conejo común (*Oryctolagus cuniculus* Linnaeus, 1758), el ratón de campo (*Apodemus sylvaticus* (Linnaeus, 1758)) o el topillo rojo (*Clethrionomys glareolus* (Schreber, 1780)) (Chastel *et al.*, 1985; Traavik *et al.*, 1985; Yeruham *et al.*, 2002); aunque también se conocen casos de infecciones aviares y lacértidos (Becker *et al.*, 2010). En general se trata de arbovirus poco patógenos tanto para humanos como para sus hospedadores amplificadores.

El virus TAH se encuentra ampliamente distribuido por Europa y Asia, y ha sido detectado puntualmente en África (Danielova, 1992; Lundström, 1994; Eldridge & Edman, 2000). A nivel centroeuropeo, se han evidenciado elevadas tasas de seroprevalencia, llegando incluso a constatar la presencia de anticuerpo en el 60-80% de la población humana residente (Hubálek *et al.*, 2005), a pesar de que no se ha documentado ningún caso mortal hasta la fecha (Medlock *et al.*, 2007). En los pocos casos clínicos documentados, los pacientes suelen presentar una sintomatología poco patognomónica, caracterizada por fiebre, cefalea, náuseas, faringitis, mialgia y alteraciones gastrointestinales (Labuda, 2001). En general, es frecuente el aislamiento

vírico en *Ae. vexans*, pero también se tienen datos referentes a otras especies como *An. maculipennis*, *Ae. cinereus*, *Oc. sticticus*, *Oc. cantans*, *Oc. flavescens*, *Oc. caspius*, *Cs. annulata*, *Cx. modestus* o *Cq. richiardii* (Lundström, 1994; Aspöck, 1996; Schaffner *et al.*, 2001).

Respecto al virus BAT, de nuevo volvemos a encontrarnos frente a una situación de escasez de información, debido a que el hombre rara vez se ve involucrado en los ciclos de transmisión e infección del virus. Tanto es así que, en Europa, los niveles de anticuerpos detectados para BAT no superan el 1,0% de la población humana en los países (Finlandia, Suecia, Alemania, Austria, Checoslovaquia y Yugoslavia) donde se ha documentado su presencia (Lundström, 1999), lo que ofrece una idea del nivel de riesgo real acerca de esta arbovirosis en humanos. No obstante, en caso de desarrollar algún tipo de signo clínico, suele observarse un cuadro febril leve, bronconeumonía y gastritis (Sluka, 1969).

El virus BAT es transmitido, principalmente, por *An. maculipennis s.l.* (Bardos & Cupkova, 1962), aunque también se ha documentado la capacidad de transmisión en especies como *An. claviger*, *Cq. richiardii* u *Oc. communis* (Traavik *et al.*, 1985; Franczy *et al.*, 1989). Al parecer, los reservorios principales los constituyen diferentes especies de ganado doméstico, generalmente bóvidos y óvidos (Lundström, 1999), aunque se han detectado seroprevalencias significativas en otras especies como cerdos domésticos (*Sus domestica* Linnaeus, 1758) o incluso cérvidos (Becker *et al.*, 2010).

En lo referente al virus INK, queda circunscrito de manera exclusiva a las regiones del norte de Europa, en países como Suecia o Finlandia, donde se ha llegado a evidenciar la presencia de anticuerpos en el 84,0% y 69,0% de la población respectivamente, sobre todo en aquéllas asociadas a ambientes rurales (Medlock *et al.*, 2007). A pesar de estos datos, predomina un asintomatismo generalizado que, solamente y en muy contadas ocasiones, deriva en daños neurológicos de diferente gravedad. Sus principales vectores de transmisión son especies pertenecientes al género *Aedes* de baja abundancia en las regiones meridionales.

Algunos ejemplos de estos vectores son *Oc. communis*, *Oc. punctor* y *Oc. sticticus*, los cuales únicamente han sido registrados en España en provincias interiores como Cuenca, Madrid, Salamanca o Valladolid (Encinas Grandes, 1982). Sus reservorios principales suelen ser bóvidos domésticos típicos de los países del norte, además de haberse observado niveles de viremia significativos en cérvidos propios de esas latitudes, como los renos (*Rangifer tarandus* Linnaeus, 1758) y los alces (*Alces alces* (Linnaeus, 1758)) (Brummer Korvenkontio, 1973).

4.6.3. Bacteriosis

Tularemia

La tularemia (TUL) es una bacteriosis de tipo zoonótico cuyo agente causal, *Francisella tularensis*, es un patógeno de distribución global que afecta a más de 100 especies diferentes de mamíferos, aves, peces, anfibios, crustáceos e insectos; aunque los reservorios naturales más frecuentes suelen ser lagomorfos y roedores (Eiros Bouza *et al.*, 2002). Es considerada una de las zoonosis más extensa y compleja en cuanto a hospedadores y epizootiología se refiere.

F. tularensis presenta cuatro subespecies reconocidas: *F. tularensis tularensis*, *F. tularensis holarctica*, *F. tularensis mediasiatica* y *F. tularensis novicida* (Sjöstedt, 2005), de las cuales, las subespecies *tularensis* (denominada Tipo A, común en América del Norte) y *holarctica* (denominada Tipo B, común en Europa y Asia), son las responsables de la gran mayoría de epizootias y antropozoonosis documentadas (Petersen *et al.*, 2009). La infección en humanos, se caracteriza clínicamente por desarrollar fiebres agudas, adenopatías regionales (ulceroganglionar, ganglionar, oculoganglionar, orofaríngea, neumónica y tifoidea) y malestar general. La forma más frecuente de infección es por contacto directo con tejidos o fluidos corporales infectados, o mediante la picadura de un artrópodo (Petersen *et al.*, 2009).

La infección por TUL mediada por mosquitos, ha estado ligada a algunos de las mayores epidemias documentadas (>400 casos) (Christenson, 1984; Eliasson *et al.*, 2002). Estos insectos son considerados como vectores mecánicos de transmisión (contaminación de las piezas bucales o deposición de excrementos), únicamente capaces de transmitir la infección de forma transitoria. No obstante, existen estudios relacionando de forma directa episodios epidémicos por TUL, con la prevalencia de mosquitos en los bosques boreales suecos (Rydén *et al.*, 2012), habiéndose descrito como potenciales vectores, especies pertenecientes a los géneros *Aedes*, *Anopheles*, *Culex* y *Ochlerotatus* (Schaffner *et al.*, 2001).

En España, se conoce la presencia de esta antropozoonosis desde finales de los años 90, siendo considerada como un importante problema de Salud Pública en la comunidad de Castilla y León desde hace una década (Aldea Mansilla *et al.*, 2010). A pesar de la baja incidencia de la enfermedad, son muchos los casos esporádicos que se producen, si bien es cierto que se han descrito, hasta la actualidad, dos grandes brotes epidémicos: durante los años 1997-1998 y durante los años 2007-2008 (Aldea Mansilla *et al.*, 2010). Durante ambas epidemias, la totalidad de los casos clínicos refirió haber tenido relación directa con distintas actividades asociadas con el mundo rural, como la

caza, la ganadería, la pesca, etc., motivo por el cual podemos concluir diciendo que las mayores incidencias de la enfermedad se observan en ambientes rurales.

4.7. Control de mosquitos en parques naturales

Considerando todas las cuestiones realizadas a lo largo de la presente tesis doctoral, es incuestionable la necesidad de establecer una serie de mecanismos que regulen, de forma efectiva, las poblaciones de mosquitos a lo largo de los diferentes ambientes que conforman la geografía valenciana. Esta necesidad, viene marcada no tanto por las molestias que estos insectos causan a la población humana debido a su tipo de alimentación hematófaga, sino más bien, por su capacidad para transmitir enfermedades y las evidentes consecuencias para salud que de ello se deriva.

Por este motivo, desde el inicio de la lucha antivectorial en España, se han intentado diseñar diferentes planes de actuación para garantizar el correcto control de las poblaciones de mosquitos y, de forma indirecta, la incidencia de las enfermedades que éstos transmitían en su momento, dando origen a los primeros programas de *control de plagas* en nuestro país. Al respecto, la *Real Academia de la Lengua Española* (R.A.E), define “**control** (del fr. *contrôler*)” como “1. comprobación, inspección, 2. dominio, mando, preponderancia,[...], 3. regulación sobre un sistema”, mientras que define “**plaga** (del lat. *plaga*, *llaga*)” como “1. aparición masiva y repentina de seres vivos de la misma especie que causan graves daños a poblaciones animales o vegetales, 2. calamidad grande que aflige a un pueblo, 3. daño grave que sobreviene a alguien, 4. infortunio, trabajo, pesar o contratiempo, 5. abundancia de algo nocivo”. Bajo estas definiciones, es obvio que se trata de un concepto dañino de carácter antropocéntrico y circunstancial, centrado en poblaciones animales cuya desviación de su equilibrio ecológico provoca un perjuicio para el ser humano. Es por tanto necesario, establecer un sistema que **controle** o **regule** dicha ruptura del equilibrio ecológico, devolviendo estas poblaciones dañinas a niveles tolerables por el ser humano (López Sánchez, 1989; Ruiz & Cáceres, 2004; Moreno Marí *et al.*, 2007).

La puesta en marcha de estos programas de control de plagas, son más que evidentes en las zonas que congregan a la mayor parte de la población humana, nos estamos refiriendo por supuesto a las urbes, donde se destina una parte importante de la dotación económica nacional al mantenimiento de estos programas de control.

No obstante, y en el caso que nos ocupa, la atención de los programas de control de mosquitos no ha sido dirigida única y exclusivamente hacia las urbes de nuestro país, sino que ha sido necesario establecer una vigilancia estricta de otro tipo de ambientes mucho más proclives al desarrollo de sus poblaciones. Alguno de los ejemplos más típicos de estos ambientes son las grandes superficies estuarias de los ríos, las zonas de marjalería costeras, las marismas, etc., que en muchas ocasiones son

áreas naturales protegidas bajo alguna figura legal que las ampara (Magrama, 2011). En el caso concreto de la Comunidad Valenciana y el del presente trabajo, abordaremos la problemática relacionada con el control de mosquitos en los parques naturales de nuestra comunidad autónoma (GVA, 2006).

4.7.1. Técnicas y consideraciones previas

Una de las herramientas más decisivas para el éxito de los programas de control de mosquitos, es el conocimiento de la diversidad, distribución, biología y ecología de las distintas especies de culícidos existentes en las zonas de riesgo consideradas (Simsek, 2004). Otro de los aspectos relevantes que conviene destacar, es que el control de mosquitos debe estar dirigido, siempre que sea posible, hacia los estados larvarios de los mismos (López Sánchez, 1989), lo que nos permitirá evitar la emergencia de adultos hematófagos causantes de molestias de una forma más efectiva, específica y respetuosa con el medio ambiente.

Al respecto, pueden considerarse diferentes estrategias basadas en distintas metodologías de control, para el éxito del programa establecido. Algunos de estos tipos son los que se describen a continuación:

1. **Control físico:** El control físico de mosquitos puede ser definido como *la eliminación de insectos mediante el uso de métodos físicos o mecánicos*. Esta metodología de control contrasta ampliamente con el uso de otros métodos, al no provocar la muerte de los individuos, sino que previene su establecimiento, reproducción o impacto. El control físico de mosquitos está dirigido hacia ambas fases del ciclo biológico, tanto acuática (larvas y pupas) como aérea (imágenes). Algunos ejemplos de este tipo de control son la eliminación de biotopos larvarios, prevención del acceso a huéspedes adecuados, trampeos masivos de adultos o, incluso, diseño racional de viviendas (Becker *et al.*, 2010). Esta metodología de control es accesible a cualquier persona, por lo que bien aplicada puede ser una potente herramienta de concienciación ciudadana.

2. **Control químico:** Actualmente podemos definir, de forma general, el control químico como *la reducción de una población diana mediante el empleo de moléculas de síntesis química o sus derivados*. En el caso que nos ocupa, estas sustancias son conocidas genéricamente como *insecticidas* y cuentan con una extensa historia de aplicación en el ámbito del control de plagas desde el uso del primer insecticida sintético (dinitro-*o*-cresol) en 1892 (Becker *et al.*, 2010). No obstante, debido a los efectos adversos, tanto para la salud humana como para el medio ambiente que se derivan de su uso, el empleo de insecticidas químicos de amplio espectro ha ido reduciéndose paulatinamente con el paso de los años, relegando su uso únicamente para aquellos casos en los cuales no se cuenta con otra posibilidad (Moreno Marí *et al.*, 2007). En la actualidad, la única alternativa permitida en España entre los insecticidas de síntesis

química, son los denominados *reguladores del crecimiento de insectos* o IGR's, desarrollados por Williams en 1976 (Becker *et al.*, 2010).

3. Control biológico: Este concepto puede definirse, en el sentido más amplio del término, como *la reducción de la población diana, mediante el uso antrópico de organismos vivos (ej. depredadores, parásitos, patógenos, competidores) o de sustancias derivadas de su actividad biológica (ej. toxinas microbianas)* (Woodring & Davidson, 1996). Como se ha mencionado con anterioridad, el objetivo de un programa de control es reducir la población diana a niveles aceptables y, al mismo tiempo, reducir los efectos adversos para el ecosistema en el que se desarrolla. De esta forma, las medidas empleadas en un programa de control biológico de mosquitos, deben integrar la protección del ser humano con la conservación de la diversidad, reduciendo efectos tóxicos y eco-toxicológicos. Como resultado, se mantiene el poder regulador del ecosistema basado en la presencia de comunidades depredadoras de mosquitos que no se ven afectadas por las medidas del programa de control (Becker *et al.*, 2010).

Existe una amplia gama de parásitos (nematodos) y patógenos (hongos, protozoos y bacterias) causantes de elevadas tasas de mortalidad en las comunidades de culícidos (Paily & Balabarma, 2000; Scholte *et al.*, 2004; Barros *et al.*, 2006; Becker *et al.*, 2010). Algunos de los ejemplos más característicos, son las familias Steinernematidae Chitwood & Chitwood, 1937 y *Mermithidae* Braun, 1883 (en el caso de los nematodos) (Weiser, 1991; Grewal *et al.*, 2005); los grupos Blastocladales, Chytridiales y Lagenidiales (en el caso de los hongos) y los géneros *Nosema*, *Vavraia*, *Amblyospora* y *Paraybelohania* (en el caso de los protozoos) (Becker *et al.*, 2010). Con respecto a las bacterias, es conveniente realizar un análisis más profundo de la cuestión, pues actualmente los preparados bacterianos son una de las metodologías de control biológico más empleadas.

Las bacterias mosquitocidas son conocidas desde principios de los sesenta, cuando se descubrieron los efectos larvicidas de las diferentes cepas de *Bacillus sphaericus* (Kellen & Meyers, 1964). Posteriormente, con el descubrimiento de *Bacillus thuringiensis* var. *israeliensis* Berliner 1915 se abrió una nueva ventana para los programas de control de mosquitos. Su especificidad tóxica de acción para con los mosquitos la ha convertido, con diferencia, en la bacteria entomopatógena más empleada en la actualidad.

Otra de las vertientes del control biológico que debemos considerar es el uso de depredadores, entre los que podemos incluir a turbelarios, insectos, crustáceos, arácnidos, peces, anfibios, aves y mamíferos (**figura 4.7.1.1**); no obstante, podemos afirmar que los depredadores de las formas inmaduras son más efectivos que los de los imagos, y que los peces larvívoros son los depredadores más eficientes.

Al respecto, mencionar que las dos especies con mayor tasa de depredación larvaria conocida son *Gambusia affinis* (Baird & Girard, 1853) (especie nativa de las cuencas que desaguan en el Golfo de México) y *Poecilia reticulata* Peters, 1859 (especie caribeña comúnmente conocida como *guppy*); ambas empleadas en campañas extensivas de control de mosquitos a lo largo y ancho del continente americano, obteniéndose excelentes resultados (Dua *et al.*, 2007; Walton, 2007; Becker *et al.*, 2010). No obstante, se debe tener cuidado con la introducción descontrolada de este tipo de organismos en regiones distintas a las de su origen, pues se ha demostrado que ambas especies son capaces de desplazar activamente a endemismos de las aguas donde son introducidos, haciendo gala de una voracidad y capacidad de adaptación excepcionales. Por este motivo, se aconseja que para el desarrollo de esta metodología de control se empleen especies endémicas de la región; en nuestro caso, algunos ejemplos son *Valencia hispanica* (Valenciennes, 1826) (Samaruc) y *Aphanius iberus* (Valenciennes, 1846) (Fartet).

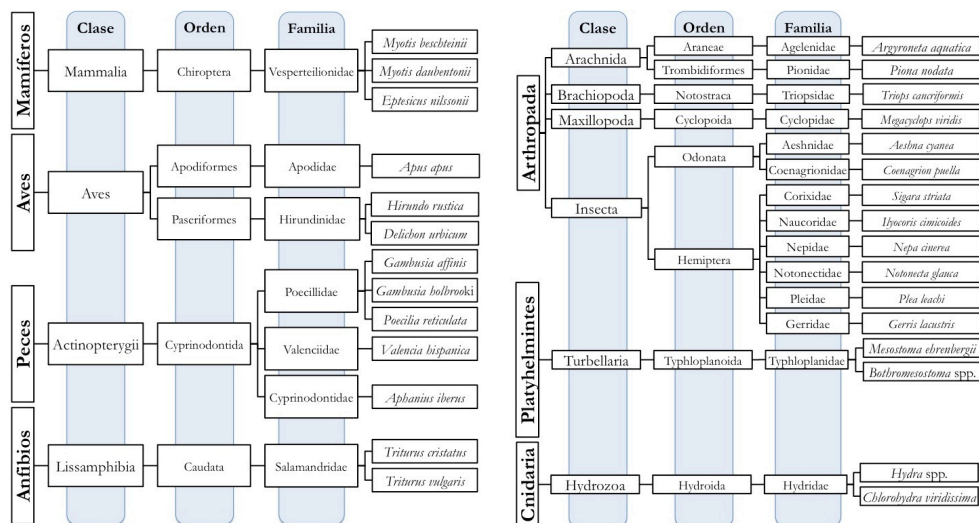


Fig. 4.7.1.1. Representantes de diversos taxa reconocidos como activos depredadores de formas larvarias de mosquitos. A pesar de no ser nombrados en el esquema, existen representantes de los órdenes Coleoptera (fam. *Dytiscidae*, *Gyrinidae*, *Spercheidae* e *Hydrophilidae*) (Nielson & Nielson, 1953; James, 1966; Nelson, 1977; Kögel, 1984), Trichoptera (fam. *Phryganeidae* y *Limnephylidae*) (James, 1966; Service, 1973) y Diptera (fam. *Culicidae* y *Chaoboridae*) (Becker & Ludwig, 1983; Lane, 1992).

4.7.2. La legislación en los parques naturales valencianos

El proceso de declaración de un determinado territorio bajo una figura de protección como es la de *parque natural*, conlleva una serie de pasos políticos y administrativos que culminan con la declaración formal del mismo. Como es lógico, tras este proceso rigen una serie de leyes y normas que regulan la conservación, restauración, mejora y uso sostenible de dichas áreas. En el caso que nos ocupa, dicha

normativa queda recogida en la *Ley 11/1994, de 27 de diciembre, de espacios naturales protegidos de la Comunidad Valenciana* (BOE, 1995). Esta ley, regula el tipo de actividades que pueden llevarse a cabo en nuestros parques naturales, estableciendo una serie de artículos que afectan directamente a las actuaciones que pudieran llevarse a cabo en materia de control de mosquitos y, por ende, de las enfermedades que son capaces de transmitir.

Concretamente, el Artículo 7 (Título I, Capítulo II) del documento, en el que se establece el régimen general de los Espacios Naturales Protegidos, se declara que *“las actividades a realizar se orientarán hacia los usos tradicionales agrícolas, ganaderos y silvícolas, y al aprovechamiento de las producciones compatibles que motivaron la declaración, así como a su visita y disfrute con las limitaciones necesarias para garantizar la protección y las actividades propias de la gestión del espacio protegido. Los demás usos podrán ser objeto de exclusión en la medida en que entren en conflicto con los valores que se pretenda proteger”*. Aunque de una manera muy genérica, este primer artículo ya entra en conflicto con algunas de las metodologías anteriormente descritas para el control de mosquitos, sobre todo aquéllas referentes a la modificación del terreno y los biotopos larvarios, puesto que podría suponer la modificación de hábitats de otras muchas especies que cohabitasen junto con las especies de mosquitos evidenciadas en los parques naturales estudiados.

Por otro lado, el Artículo 28 (Título II, Capítulo II) sobre la protección preventiva y perimetral de la mencionada ley, establece que la iniciación del expediente de declaración de un espacio natural protegido, determinará la aplicación de una serie de medidas cautelares. Entre ellas, se establece *“la prohibición de realizar actos que supongan una transformación sensible de la realidad física y biológica o hayan de dificultar o imposibilitar los objetivos de la declaración de espacio natural protegido”*; lo que, de nuevo, vuelve a afectar a distintas metodologías de control y posibilidades de aplicación de las mismas en estos entornos naturales. No obstante, y tal vez siendo el apartado más significativo del documento, el Artículo 52 (Título V, Capítulo I) sobre infracciones, recoge que *“tendrá la consideración de sanción administrativa con arreglo a lo previsto en la ley, cualquier acción u omisión que, afectando a un espacio natural protegido, consista en: 1. Utilización de productos químicos, sustancias biológicas, realización de vertidos o derrame de residuos que alteren uno o más factores del medio en el espacio natural protegido con daño para los valores en él contenidos [...]; 4. Emisión de gases, partículas o radiaciones que puedan afectar de manera significativa el ambiente atmosférico [...]; 8. Destrucción del hábitat de especies protegidas, en peligro de extinción o vulnerables a la alteración de su hábitat o especies sensibles o de interés especial [...]; 11. Introducción no autorizada de especies [...]; 16. Realización de actividades que supongan una recesión o degradación de zonas húmedas, y en particular, los aterramientos, drenajes, explotación no autorizada de acuíferos o modificaciones no autorizadas del régimen de aguas [...]*.

En este último apartado, se recoge la prohibición de la práctica totalidad de metodologías de control descritas al inicio del presente subapartado, lo cual deja patente que el control de las poblaciones de mosquitos en los parques naturales de la comunidad valenciana puede ser, cuando menos, un tema delicado. Bajo una situación de alarma, bien sea social o sanitaria, la legislación vigente impone la necesidad de solicitar permisos de actuación especiales y, tal y como se ha dejado patente a lo largo del presente trabajo, una de las premisas cruciales para el control de mosquitos es la rapidez de actuación y la selección de las mejores herramientas y técnicas para llevar a cabo su control poblacional.

Capítulo 5. Discusión General

5.1. Composición taxonómica

5.1.1. Contribución al conocimiento del grupo

El presente trabajo, constituye una aportación general al conocimiento sobre la diversidad de los mosquitos españoles y, particularmente, sobre la distribución y diversidad de los culícidos valencianos. La mayoría de trabajos que versan sobre mosquitos en España, son de tipo faunístico o taxonómico (Gil Collado, 1926; Gil Collado, 1927; Gil Collado, 1930; Gil Collado, 1932a; Gil Collado, 1933; Gil Collado, 1935b; Clavero, 1946; Romeo Viamonte, 1950; Torres Cañamares, 1979; Encinas Grandes, 1982; Sánchez Covisa, 1985; Báez, 1987; Báez & Fernández, 1988; López Sánchez, 1989; Melero Alcívar, 2004a; Bueno Marí, 2010), mostrando elementos sobre la diversidad de mosquitos a nivel muy general (López Sánchez, 1989; Melero Alcívar, 2004a). Aquéllos más centrados en este aspecto, quedan relegados a unas pocas citas bibliográficas (Demba *et al.*, 2005; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011c); motivo por el cual podemos afirmar que, prácticamente en ningún caso, se aborda el estudio profundo de la diversidad de este grupo en nuestro país, y mucho menos a partir de un muestreo sistemático prolongado en el tiempo durante 48 meses (4 años: 2008-2011), considerando diferentes estaciones, hábitats y diferentes grados de conservación del entorno.

En la Comunidad Valenciana, se han realizado estudios orientados al conocimiento faunístico y taxonómico de la familia Culicidae (Bueno Marí *et al.*, 2008; Rueda Sevilla & Hernández Villar, 2008; Bernués Bañeres *et al.*, 2012a), tanto en ambientes salvajes y rurales (Bueno Marí *et al.*, 2010c; Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2011c), como urbanos y periurbanos (Bueno Marí *et al.*, 2010b); aunque, hasta la fecha, no se había abordado el estudio de la biodiversidad concreta de este grupo en ambientes protegidos como son los parques naturales de nuestro territorio. Por este motivo, la presente tesis doctoral supone una contribución importante en el estudio bioecológico de los mosquitos, al abordar un análisis comparativo simultáneo de 13 parques naturales (GVA, 2006) y sus categorías asociativas tanto a escala local como paisajística, en el que se dilucida su riqueza específica, estructura y composición de las comunidades (tanto a nivel cualitativo como cuantitativo), además de profundizar en el estudio de las relaciones entre la culicidofauna y diversas variables del medio en el que se desarrollan.

5.1.2. Catálogo faunístico

Durante nuestro estudio, se consiguieron evidenciar 6 (85,71%) de los 7 géneros descritos para la Comunidad Valenciana (Bueno Marí *et al.*, 2012a), destacando en términos de abundancia, los géneros *Culex* (61,26%) y *Culiseta* (23,37%), seguidos,

en menor medida, por los géneros *Anopheles* (8,07%) y *Ochlerotatus* (6,77%), quedando la rareza genérica global restringida a los géneros *Aedes* (0,42%) y *Uranotaenia* (0,13%). A nivel específico, se evidenciaron 25 especies (86,21%) de las 29 descritas para el territorio valenciano (Bueno Marí *et al.*, 2012a), aportándose nuevos datos acerca de su distribución, así como aspectos relevantes acerca de su biología y ecología generales. Las mayores abundancias de individuos capturados correspondieron a *Cx. pipiens* (24,62%), *Cx. longiareolata* (22,89%) y *Cx. laticinctus* (17,76%), seguidos, en otro orden de magnitud, por *Cx. hortensis hortensis* (7,96%) y *An. petragani* (7,37%).

Al respecto, mencionar que se ha conseguido confirmar la presencia de especies anteriormente no descritas para dos de las tres provincias que componen la Comunidad Valenciana, siendo las mismas *An. marteri* (nueva cita para la provincia de Valencia), *Oc. berlandi* (nueva cita para la provincia de Alicante) y *Oc. pulcritarsis* (nueva cita para la provincia de Alicante). Es destacable el hecho, de que dos de las tres nuevas incorporaciones al catálogo provincial valenciano sean limnodendrófilas estrictas, lo que pone de manifiesto la necesidad de continuar desarrollando estudios sobre la biología, ecología y distribución de los mosquitos en nuestra comunidad; aún más cuando este tipo de especies quedan circunscritas a las grandes masas boscosas, ocupando biotopos larvarios tan restrictivos como son las dendrotelmas arbóreas.

Todos estos datos, ponen de manifiesto la gran diversidad de culícidos existente en nuestros entornos naturales, donde se pueden observar las relaciones establecidas entre los mismos, sus hospedadores, sus biotopos larvarios, etc.; siempre bajo la perspectiva de ambientes con un nivel de antropización bajo o muy moderado. Precisamente, una elevada tasa de modificación antrópica del medio, se constituye como uno de los elementos clave desencadenantes de la pérdida de biodiversidad (Carrascal & Palomino, 2006; ONU, 2010), llevando a la desaparición de especies que serán sustituidas por otras como parte del proceso ecológico. Los mosquitos no son una excepción a este fenómeno, habiéndose registrado a lo largo de la historia reciente desapariciones de especies como *An. cinereus hispaniola*, *An. labranchiae* o *An. melanoon*, citadas con asiduidad en nuestro área de estudio en el pasado (Eritja & Aranda, 2002; Bueno Marí *et al.*, 2012a).

5.1.3. Rareza específica

Otro aspecto relevante que conviene destacar, es la composición de la rareza ecológica observada, tanto en las categorías como en los parques naturales de la Comunidad Valenciana. La rareza ecológica de una especie, es un concepto que depende de cuatro factores principales o premisas naturales (Rey Benayas *et al.*, 1999): **1.** la extensión geográfica que ocupa; **2.** la especificidad de hábitats o amplitud ecológica; **3.** la abundancia alcanzada por localidad y **4.** la ocupación de hábitat. No

obstante, en los últimos años, ha sido añadido un quinto factor a considerar en la explicación de la rareza ecológica, siendo éste último la actuación del hombre sobre los ecosistemas o el efecto antrópico (Carrascal & Palomino, 2006).

En primer lugar, destacan las especies de mosquitos limnodendrófilas (*Oc. berlandi*, *Oc. echinus*, *Oc. geniculatus*, *Oc. gilcolladoi* y *Oc. pulcritarsis*), cuya especificidad de hábitat (dendrotelmas) ejerce como factor limitante, mermando su capacidad para colonizar ecosistemas carentes de masas arbóreas importantes y, por tanto, su amplitud ecológica. Debido a esto, su captura solo fue posible en las **SINT**, evidenciándose abundancias relativas globales situadas por debajo del 1,0%: *Oc. berlandi* (0,09%), *Oc. echinus* (0,61%), *Oc. geniculatus* (0,21%), *Oc. gilcolladoi* (0,07%) y *Oc. pulcritarsis* (0,05%).

Otros representantes de la familia Culicidae que presentaron abundancias relativas globales inferiores al 1,0%, fueron los pertenecientes a los géneros *Aedes* y *Anopheles*. Los anofelinos, concretamente *An. atroparvus* (0,14%), *An. claviger* (0,20%), *An. maculipennis* s.s. (0,22%) y *An. marteri* (0,12%), únicamente fueron capturados en 6 de los 13 parques estudiados, de los que solo uno se encontraba en la provincia de Alicante, lo que pone de manifiesto la escasa extensión geográfica de su distribución. Otro aspecto a considerar para explicar la rareza de estas especies es su tendencia a seleccionar hábitats de características concretas (aguas limpias, frías, sombreadas, etc.), limitando su amplitud ecológica y, por tanto, su capacidad de colonización de hábitats. Los aedinos, concretamente *Ae. vexans* (0,10%) y *Ae. vittatus* (0,32%), únicamente se hallaron presentes en 2 parques naturales, ambos en la provincia de Castellón y durante épocas muy concretas del año, primavera para el caso de *Ae. vexans*, y finales de verano principios de otoño para *Ae. vittatus*.

No obstante todas estas apreciaciones, la rareza parece adquirir una condición variable con la escala geográfica. Por ejemplo, a nivel local *Cx. territans* (SM) se comportó como especie común (2,59% de abundancia relativa), perdiendo esta condición al analizar su abundancia con respecto a la categoría **SINT**, donde pasó a ser una de las especies que conformaron la rareza específica de estos ambientes (0,36% de abundancia relativa). Por tanto, parece ser que a mayor tamaño muestral, las condiciones de *raro* y *común* varían; especies raras dejan de serlo para comportarse como comunes y al revés, o bien las especies comunes se vuelven más comunes aumentando su abundancia, mientras que las raras se vuelven más raras disminuyéndola. Una de las posibles causas de este fenómeno es el sobremuestreo de determinadas comunidades (muy común a escala de paisaje), lo que conlleva el aumento de la abundancia de especies raras convirtiéndolas en comunes.

5.2. Diversidad de mosquitos

5.2.1. Discusión integral de la diversidad

Uno de los problemas intrínsecos a la hora de desarrollar estudios de índole ecológica, es la ambigüedad de muchos de sus términos. *Biodiversidad* es uno de ellos, ya que no existe un consenso entre los autores a la hora de definir el concepto, sus tipos y sus propiedades, quedando el acuerdo general, solamente, a nivel del contenido etimológico del término. Al inicio del presente trabajo, asumimos la definición ofrecida por el Convenio sobre la Diversidad Biológica (Glowka, 1996): “*variabilidad de organismos vivos de cualquier fuente, incluidos, entre otros, los ecosistemas terrestres y marinos, y otros ecosistemas acuáticos y los complejos ecológicos de los que forman parte; comprende la diversidad dentro de cada especie, entre las especies y de los ecosistemas*”. De esta forma, podemos interpretar la diversidad como un concepto multidimensional (muchas especies) que es reducido a una expresión escalar (un número), el cual es usado para la descripción y comparación mediante los llamados “*índices de diversidad*”.

Desde este punto de vista, se analizó la diversidad tanto de las categorías como de los propios parques naturales incluidos en el presente trabajo (GVA, 2006). De acuerdo con nuestros resultados, es evidente que los parques naturales de la Comunidad Valenciana representan un interesante ecosistema desde el prisma de la diversidad de mosquitos, al haberse evidenciado sobre ellos un notable número de especies diferentes. Nuestros datos reflejaron una riqueza de 25 especies, obtenidas exclusivamente a partir de poblaciones larvarias. Asumiendo que la recolección de imagos por trampeo es más rápida y sencilla (en términos de velocidad de acumulación de especies y menor esfuerzo en campo), podemos afirmar que la cifra alcanzada en el presente trabajo denota una alta eficiencia muestral.

Por otro lado, y atendiendo a la clasificación de los parques en categorías en función de sus características bioclimáticas, se ha puesto de manifiesto la existencia de patrones climáticos y ecológicos que influyen en la diversidad de la familia Culicidae.

Realizando un análisis más detallado, la ordenación de la diversidad mediante el índice de Rényi y el índice alfa de Williams (S_α), mostró resultados similares, sobre todo en los niveles de mayor diversidad observada. La independencia del tamaño muestral que ofrece el índice alfa de Williams (S_α) es una característica muy deseable en un índice de diversidad, permitiéndonos comparar comunidades de una manera más fiable (Krebs, 1972). En base a nuestros resultados, podemos afirmar que es recomendable ordenar la diversidad en base a la alfa de Williams y el método de Rényi.

Índice Alfa de Williams:

SM>HC>FR>TB>SC>SE>PC>DP>SI>MP>HE>PS>SS

Diversidad de Rényi:

SM>HC=SE>FR=TB>SC>MP=PS>DP=SI>PC=SS>HE

En relación con la diversidad particular de las categorías y parques naturales, puede observarse que las **SINT** aglomeran la mayor diversidad observada en territorio valenciano, hecho probablemente debido a diversos factores a tener en consideración. En primer lugar, se trata de las áreas más extensas en términos de superficie, lo que propicia la heterogeneidad del paisaje y la diversidad de biotopos larvarios presentes dentro sus límites, facilitando la colonización de los mismos e incrementado la probabilidad de presencia de hospedadores adecuados sobre los que alimentarse. Otro aspecto interesante a considerar es la calidad de las aguas muestreadas (bajos niveles de eutrofia), su elevado nivel de recambio y mayor periodo de permanencia (mayores regímenes precipitacionales favorecen ambos aspectos) (Rivas Martínez, 2004).

Siguiendo la misma línea de argumentación, las **SLIT** registran un nivel menor de diversidad, al ser enclaves de superficie mucho más reducida con una mayor influencia litoral. Esto provoca un descenso en la tasa de recambio y permanencia de sus aguas (épocas de sequía acusada) (Rivas Martínez, 2004), favoreciendo un filtro ecológico hacia especies menos sensibles y mejor adaptadas a fuertes cambios del entorno en el que medran. Por último, los **MHUM** son la categoría más influenciada por la litoralidad (gran cercanía al mar) en nuestro territorio, mostrando una mayor homogeneidad de biotopos larvarios, menor nivel de recambio y permanencia de aguas (Rivas Martínez, 2004) y, debido a la concentración de la población humana en las zonas costeras (INE, 2011), un mayor nivel de influencia antrópica, hecho que se ha relacionado con la disminución de la diversidad en otras áreas de nuestro territorio (Bueno Marí *et al.*, 2010b).

En relación con la diversidad del paisaje, el índice de Whittaker permitió advertir que en ésta juegan papeles importantes tanto la diversidad beta (sobre todo en el caso de las **SLIT** y los **MHUM**, donde consideramos que es alto) como la alfa (mucho más acentuada en el caso de las **SINT**). Al respecto, decir que la diversidad beta se ha reconocido como un elemento importante para entender la relación existente entre la diversidad regional y local (Cornell & Lawton, 1992; Schluter & Ricklefs, 1993). El área de distribución de una especie y la diversidad beta se relacionan de la siguiente manera: en regiones cuyas especies presentan áreas de distribución pequeñas, los sitios difieren entre sí en la composición de especies; es decir, la diversidad beta es alta (alta tasas de recambio específico). Por el contrario, en regiones cuyas especies presentan grandes áreas de distribución, los sitios son similares

entre sí en términos de composición específica, siendo la diversidad beta baja (bajas tasas de recambio específico) (Arita & León Paniagua, 1993).

Desde el punto de vista de la conservación biológica, la diversidad beta es un componente que debe ser tomado en consideración para el establecimiento de estrategias eficientes de protección, tanto de áreas naturales como de especies particulares (Scott *et al.*, 1999). A pesar de la importancia teórica y aplicada de la diversidad beta, ésta debe ser tomada en consideración cuidadosamente, al haberse visto obstaculizado su entendimiento y uso general por motivo de la gran variedad de métodos para cuantificarla, así como por la falta de claridad conceptual para saber en qué contexto emplear los diferentes métodos (Lennon *et al.*, 2002).

5.2.2. Estado de conservación de los parques naturales

A pesar de la existencia de unos pocos trabajos proponiendo el uso de los mosquitos como bioindicadores de la degradación forestal (Dorvillé, 1966) y de la presión antrópica en ambientes naturales (Montes, 2005), no existe un estudio exhaustivo del grupo testando su papel como tales. No obstante, puede realizarse una aproximación primeriza del estado de conservación de una comunidad mediante el análisis de la variación de la diversidad.

Al respecto, y en el caso particular de los culícidos, se ha descrito una clara influencia negativa de la explotación ambiental humana sobre la diversidad de este grupo, registrándose valores sensiblemente más altos de diversidad en áreas de antropización baja (Bueno Marí *et al.*, 2010b). Entre los elementos asociados a la antropización del ambiente, conformando un filtro ecológico específico, se encuentran un evidente empeoramiento de la calidad de las aguas (contaminación) y una reducción en la tipología de biotopos larvarios (fragmentación y modificación del hábitat) y, como consecuencia, una disminución de hospedadores potenciales.

En el caso que nos ocupa, los parques naturales de la Comunidad Valenciana se consideran enclaves con altos niveles de conservación donde la influencia antrópica ha quedado restringida a, básicamente, dos componentes: **1.** el uso y explotación tradicional de sus recursos (mediante la aplicación del PORN), y **2.** el desarrollo de actividades públicas como la investigación y el uso público general (mediante la aplicación del PRUG) (BOE, 1995). No obstante, puede trazarse un patrón de pérdida de diversidad orientado desde las regiones interiores (**SINT**) hacia las litorales (**SLIT**), perfectamente representado por la ordenación obtenida mediante la aplicación de los perfiles de Rényi o el índice de diversidad alfa de Williams.

Otra manera de juzgar el estado de conservación de los parques naturales, sería mediante el ajuste de las capturas de especies de mosquitos a los

modelos de abundancia, y la comparación de sus parámetros estimados (Hendrichson, 1979). La gran mayoría de los parques naturales estudiados, se ajustaron bien al modelo de distribución log-normal, lo cual indica que son comunidades con un grado de conservación aceptable. La interpretación biológica de dicho modelo supone una subdivisión jerárquica del nicho ecológico, en la cual la probabilidad de dividirlo es independiente de la longitud del segmento, o una comunidad especializada en diferentes elementos del hábitat que se subdividen jerárquicamente. Esta distribución suele caracterizar comunidades grandes o estables en equilibrio (Moreno, 2001). De acuerdo con este modelo, cuando un gran número de factores determina el número de individuos por especie, la variación al azar de estos factores (procesos que regulan la ecología de la comunidad) originará la distribución normal del número de individuos por especie (Magurran, 1988; Krebs, 1989).

Por otro lado, las comunidades sometidas a contaminación o estrés se caracterizan por un cambio en su abundancia específica que, generalmente, sufre una transición de distribuciones log-normal hacia series geométricas. En nuestro caso, 5 (SE, DP, HE, PC y SS) de los 13 parques naturales estudiados no se ajustaron a la serie log-normal, aunque tampoco lo hicieron a ningún otro modelo aplicado. Ello sugiere que, la abundancia de las especies de estas comunidades queda modelada por una serie de filtros ecológicos que actúan restringiendo la riqueza específica pero no su abundancia poblacional. No obstante, es destacable el caso de los **MHUM**, al haber presentado los niveles más bajos de riqueza específica registrados. La explicación a este fenómeno puede radicar tanto en las características propias de estos ambientes (aguas de tipo salobre y polisalobre, temporalidad estacional de las mismas, fuertes épocas de sequía, fenómenos de intrusión marina, etc.) en conjunción con factores antrópicos como la explotación de sus recursos naturales (de tipo tradicional). Además, se trata de parques naturales ubicados en zonas costeras, lugares donde es posible hallar la mayor proporción demográfica humana de la Comunidad Valenciana.

Un análisis de la culicidofauna de los **MHUM** revela la presencia de especies fuertemente asociadas al ser humano o de carácter oportunista a la hora de colonizar biotopos larvarios adecuados. Al respecto, comentar la situación de *Cx. pipiens* y *Cx. longiareolata*, cuyas preferencias de oviposición se encontraron claramente dirigidas hacia pequeñas colecciones de agua, principalmente relacionadas con el ser humano (recipientes domésticos y peridomésticos como contenedores, cubos, bebederos, etc.) o con su actividad tradicional dentro de los límites del parque (canales, conducciones de riego, acequias, sifones, etc.). Otro caso a tener en consideración es el de *Cx. modestus*, asociado de nuevo a las infraestructuras de riego anteriormente comentadas, lo que se corresponde a la perfección con la elevada antropofilia descrita para esta especie y su baja capacidad de vuelo (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

Por último, destacan en abundancia *Oc. caspius* y *Oc. detritus*, especies fuertemente asociadas a aguas salobres, típicas de saladares y lagunas saladas. Estos ambientes hídricos, suponen un lugar ideal para la cría y desarrollo de estas especies, correlacionando el multivoltinismo de ambas con la periodicidad de inundación típica de sus biotopos larvarios. Ambas basan su estrategia vital en la puesta de huevos quiescentes a la espera de hidratación que propicie una rápida y masiva eclosión, elevando abruptamente sus niveles poblacionales y causando serias molestias a la población humana circundante (Schaffner *et al.*, 2001; Becker *et al.*, 2010).

5.2.3. Análisis de variables cualitativas y cuantitativas

El análisis de las variables cualitativas generadas mediante la tipificación de biotopos larvarios, ha puesto de manifiesto la existencia de preferencias hacia los mismos por parte de algunas de las especies de mosquitos estudiadas. El AC evidenció la existencia de estas preferencias, ofreciendo una posible herramienta destinada al control de las poblaciones larvarias de mosquitos en función de los biotopos presentes en un área determinada.

Igualmente, el análisis de las variables cuantitativas, puso en evidencia la relación (positiva o negativa según el caso) entre la abundancia de culícidos evidenciada en cada biotopo larvario y las características fisicoquímicas de éstos. Al respecto, señalar que ninguna de las especies estudiadas presentó una tendencia hacia mayores o menores valores de pH. Sin embargo, sí se observó una tendencia con respecto a la altitud, siendo ésta negativa y estadísticamente significativa en el caso de *Cx. impudicus/territans*, *Cx. laticinctus*, *Cx. mimeticus* y *Cx. pipiens*. Es destacable el hecho de que, muchas de las especies estudiadas, presentasen correlación positiva con temperaturas más altas, siendo los casos de *An. claviger*, *An. petragrani*, *Cx. hortensis hortensis* o *Cx. impudicus/territans*, que a pesar de ser especies típicas de aguas frescas, mostraron una mayor abundancia larvaria bajo rangos de temperatura superiores. Por otro lado, destacaron de igual manera *Cx. laticinctus*, *Cx. mimeticus*, *Cx. pipiens*, *Cx. territans* y *Cs. longiareolata*, algunas de estas especies, características de biotopos de origen antrópico de reducidas dimensiones y, por tanto, con facilidad para alcanzar mayores temperaturas.

Por último, y como exponente de la plasticidad ecológica observada durante nuestro estudio, destacar a *Cx. pipiens* por su amplio abanico de preferencias específicas hacia valores de conductividad, salinidad, temperatura y solutos en disolución; siendo muchos de estos parámetros característicos de aguas eutróficas o contaminadas. Otro hecho relevante en nuestro estudio, es la preferencia mostrada por *Cx. pipiens* hacia altitudes bajas, fenómeno relacionado con su masiva presencia en los

MHUM valencianos, lugar donde probablemente encuentre ampliamente cubiertas todas sus necesidades biológicas y fisiológicas.

El estudio de todos estos parámetros y relaciones, puede suponer una potente herramienta orientativa para el desarrollo de programas de control de mosquitos más racionales, dirigiendo los tratamientos y metodologías a aplicar hacia aquellos enclaves más característicos de las especies causantes de molestias o transmisoras de enfermedad al ser humano.

5.3. Posibilidad de emergencia/reemergencia de enfermedades

5.3.1. Parasitosis:

Malaria

Desde el punto de vista de la emergencia y reemergencia de enfermedades, las especies potencialmente vectoras de malaria en los parques naturales restringieron su presencia a las **SINT** (parques de la Tinença de Benifassà, el Macizo del Peñagolosa, la Puebla de San Miguel, las Hoces del Cabriel, la Sierra de Espadán y la Sierra de Mariola), donde encuentran los ambientes adecuados para su proliferación. Concretamente, se evidenciaron tres especies con capacidad para actuar como potenciales vectores de esta enfermedad: *An. atroparvus*, como vector principal (TB, HC y SE), *An. claviger* (TB, MP y HC) y *An. maculipennis* s.s. (TB, PS, MP, HC y SM), como vectores secundarios.

En nuestro caso, dos (HC y TB) de los cinco parques naturales que registraron la presencia de éstas especies, presentaron poblaciones estables de *An. atroparvus* (HC: 1,13%; TB: 0,81%), lo cual señala a ambos parques como principales puntos de vigilancia epidemiológica frente a posibles brotes maláricos. Además, ambos parques naturales cuentan con la presencia de posibles vectores secundarios: *An. claviger* (HC: 3,95%; TB: 0,27%) y *An. maculipennis* s.s. (HC: 3,38%; TB: 0,55%); presentando unas frecuencias de abundancia vectorial acumuladas del 8,46% para las HC y 1,63% para la TB.

Con todo, cabe recordar que los bajos niveles poblacionales, tanto del potencial vector principal como del resto de especies secundarias, y el bajo potencial malariogénico de la región (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2012), no hacen pensar en la posibilidad inmediata de brotes epidémicos, imponiéndose una situación de “*anofelismo sin malaria*” según la descripción de los paludólogos de la primera mitad del s. XX. Sin embargo, los recientes sucesos acaecidos en ambientes de características similares relacionados con el paludismo en territorio nacional (Cuadros *et al.*, 2002; Olalla Peralta *et al.*, 2010; Bueno Marí *et al.*, 2012b), no hacen sino confirmar la

necesidad de mantener una vigilia epidemiológica constante en las zonas de distribución de los potenciales vectores de ésta enfermedad.

Filariasis

Teniendo en cuenta todas las consideraciones realizadas hasta el momento, podemos afirmar que las filariasis, dirofilariasis concretamente, son una de las parasitosis más plausibles a la hora de contemplar posibles episodios de transmisión en los parques naturales de la Comunidad Valenciana. Las **SINT** y los **MHUM** se definen como los ambientes potencialmente peligrosos para la emergencia de este tipo de parasitosis, pues la presencia y abundancia de los vectores susceptibles de iniciar ciclos de transmisión, supone un grave riesgo para la Salud Pública general. De nuevo, y debido a su ubicuidad y abundancia, *Cx. pipiens* (24,62% de abundancia relativa global) se erige como principal vector potencial, al hallarse presente en la práctica totalidad del territorio valenciano, incluyendo por supuesto los parques naturales.

No obstante, no puede excluirse en este análisis a especies como *Oc. caspius* (29,18%) y *Oc. detritus* (9,85%) que convierten las zonas de marjalería costeras, dado su considerable peso poblacional en áreas, si cabe, con mayor riesgo potencial. Otras especies potencialmente vectoras, como *Ae. vexans*, *An. atroparvus*, *An. claviger*, *Cx. modestus* o *Cx. theileri*, jugarían un rol secundario en la transmisión de dirofilariasis, manteniendo la enzootia entre los reservorios naturales de la enfermedad y transmitiéndola puntualmente al ser humano, sobre todo en el caso de *Cx. modestus* y *Cx. theileri*, también presentes en las **SINT**, debido a su marcada antropofilia.

5.3.2. Arbovirosis

Dengue, Fiebre Amarilla y Chikungunya

A pesar de no haberse detectado la presencia de ninguno de los dos vectores principales de estas arbovirosis en los parques naturales de la Comunidad Valenciana, no podemos obviar la posibilidad del inicio de ciclos de transmisión como ha ocurrido en otros países mediterráneos (Rezza *et al.*, 2007). Esta afirmación nos lleva a analizar los factores que han propiciado este tipo de situaciones en los distintos países europeos afectados, normalmente ligadas a la detección del denominado “*mosquito tigre*” (*Ae. albopictus*), el cual se ha adaptado a la perfección a los ambientes urbanos y periurbanos, incrementando de manera más que notable su contacto con el ser humano y, por tanto, el riesgo de transmisión de las enfermedades que es capaz de vehicular. En el caso de *Ae. aegypti*, la situación es significativamente distinta; fue una especie relativamente común en la Península Ibérica hasta mediados del s. XX (Clavero, 1946; Rico Avelló, 1953), siendo considerado el causante de numerosos episodios epidémicos de Fiebre Amarilla, y probablemente de Dengue, registrados en

la segunda mitad del s. XIX (Eager, 1902). Actualmente se considera erradicado del territorio español, por lo que se cree que su presencia en el pasado era debida a continuas reintroducciones desde el norte de África (Eritja & Aranda, 2002; Bueno Marí *et al.*, 2012a); sin embargo, la colonización de nuestro territorio quedó vetada para *Ae. aegypti*, probablemente por la existencias de barreras bioclimáticas insalvables.

No obstante, debemos enfatizar la presencia de especies endémicas capaces de transmitir estas arbovirosis en España, y más concretamente en el caso que nos ocupa, en los parques naturales valencianos. *Ae. vittatus*, es una especie con capacidad constatada para transmitir tanto CHK como DEN (Mourya & Banerjee, 1987; Mavale *et al.*, 1992), además de comportarse como un importante vector de la FA en África tropical (Lewis, 1943; Satti & Haseeb, 1966). Esta especie fue evidenciada en la Sierra de Irta, perteneciente a la categoría **SLIT**, mostrando una abundancia relativa del 1,37%. Ello conlleva que, afortunadamente, su potencial papel vectorial se desarrollaría en ambientes de tipo rural o salvaje, donde las actividades humanas quedarían restringidas a aspectos de tipo tradicional, como es el caso de la explotación de recursos en los parques naturales valencianos (BOE, 1995; GVA, 2006), quedando el grueso de la población humana aislada de su influencia. Otro aspecto interesante a destacar, es que en nuestro caso, las capturas de *Ae. vittatus* siempre se produjeron asociadas a biotopos de origen antrópico como bidones, charcas de riego y abrevaderos para ganado, lo que aumenta sensiblemente las posibilidades de contacto entre vector y hospedador, a pesar de que su baja abundancia relativa mantiene las probabilidades de infección en rangos muy limitados. Por estos motivos, parece razonable plantear la necesidad de establecer un programa de vigilancia epidemiológica en torno a esta especie, sobre todo en ambientes rurales en expansión donde pueda producirse la afluencia de personas, por ejemplo, durante las campañas de recolección de oliva o almendra muy comunes en nuestros parques naturales.

West Nile, Sindbis y Usutu

De acuerdo con la descripción y el análisis de sus características, el VWN constituye una de las arbovirosis con mayor potencialidad para el inicio y mantenimiento de ciclos de transmisión en los parques naturales valencianos (Bernués Bañeres *et al.*, 2012b). Con respecto a las especies de culícidos con capacidad para vehicular VWN, destaca *Cx. pipiens* como principal agente transmisor de esta arbovirosis, sobre todo en el caso de los **MHUM**, donde su elevada abundancia relativa global (50,24%) le otorga un papel especialmente relevante. No obstante, la presencia de otras especies abundantes en estos enclaves, coadyuvaría de manera significativa en el mantenimiento secundario de la enzootia entre la población aviar (caso de *Cs. annulata* (0,49%) o *Cx. modestus* (2,08%)). No obstante, en el caso de los

humedales costeros, otra especie altamente antropofílica se define como especialmente importante en materia de transmisión vectorial: *Oc. caspius* (29,05%) se comportaría como vector principal, dando como resultado una frecuencia de abundancia vectorial acumulada del 79,29% en los **MHUM**. En el caso de las **SINT** y **SLIT**, se observa una situación similar, con *Cx. pipiens* acaparando la mayor parte del potencial vectorial (abundancias relativas del 20,38% y 19,84% respectivamente), apoyado por especies como *An. atroparvus* (0,23% solo en **SINT**), *Cs. annulata* (0,65% solo en **SINT**) y *Cx. mimeticus* (6,14% y 1,15% respectivamente) en calidad de vectores secundarios.

El análisis de la casuística del virus SIN, define de nuevo a los **MHUM** como los principales escenarios de riesgo para la transmisión de esta arbovirosis. Una vez más, *Cx. pipiens* se erige como la especie con un rol vectorial principal, quedando apoyada por *Cx. modestus* como vector secundario de SIN en estos enclaves. Esta misma situación se repite en el caso de las **SINT**, añadiendo a *Cx. theileri* al listado de vectores secundarios con capacidad para vehicular la enfermedad. No obstante, las bajas abundancias relativas globales de ambas especies (0,42% y 0,01% respectivamente), hacen pensar en un papel vectorial meramente accidental en comparación con la abundancia global de *Cx. pipiens*.

Con respecto a las especies de mosquitos con capacidad para vehicular USU, *Cx. pipiens* vuelve a revelarse como el principal vector de transmisión, apoyado por otras especies en calidad de vectores secundarios como *Cs. annulata* (capturada en los **MHUM** costeros) y *Ae. vexans* (presente en las **SINT**). No obstante, debido a la baja abundancia detectada (0,49% y 0,16% respectivamente) y su limitada distribución en nuestro territorio, el peso epidemiológico atribuido a estas especies quedaría ensombrecido por la abundancia, ubicuidad y plasticidad ecológica de *Cx. pipiens*, convirtiéndose en la principal fuente de infección en los parques naturales de la Comunidad Valenciana.

Tahyna, Batai e Inkoo

Atendiendo a los resultados de nuestro estudio, las especies que se postulan como más probables para el mantenimiento de la enzootia de TAH en los parques naturales valencianos, serían *An. maculipennis* s.s. y *Cs. annulata* (en las **SINT** y los **MHUM**); mientras que, debido a su tendencia antropofílica, las especies con capacidad para actuar como posibles puentes de transmisión hacia el ser humano serían *An. atroparvus*, *Cx. modestus*, *Cx. pipiens* y *Oc. caspius*. A la luz de estos datos, cabría esperar que los principales parques de riesgo para el inicio y mantenimiento de la enzootia entre la población animal, fuesen las **SINT** y los **MHUM**. No obstante, de nuevo la recurrente omnipresencia de especies como *Cx. pipiens* en nuestro territorio, jugaría un papel clave en los programas de seguimiento epidemiológico; más aún

cuando se tiene constancia de la capacidad del virus TAH para infectar aves, anfibios y reptiles (Simkova, 1962; Aspöck & Kunz, 1971) y, por tanto, de seguir rutas alternativas de infección que puedan derivar en casos clínicos humanos.

Con las características atribuidas al virus BAT es factible pensar que no existe un riesgo real de transmisión para la población española, hecho secundado si se compara además la abundancia de las especies de mosquitos potencialmente vectoras (*An. claviger* y *Ae. vexans*), tanto en nuestro país como en la Comunidad Valenciana (0,32% y 0,16% de abundancia relativa global respectivamente).

Por último, atendiendo a las características anteriormente citadas y debido a la ausencia de las especies de mosquitos potencialmente vectoras en territorio valenciano, parece totalmente improbable el inicio de ciclos de transmisión de INK en los parques naturales valencianos o en otros puntos de nuestra geografía. No obstante, no debemos obviar los fenómenos de invasión biológica por parte de especies alóctonas, que continúan siendo una puerta de entrada posible para nuevos vectores y patógenos en nuestra región (Bueno Marí & Jiménez Peydró, 2009a).

5.3.3. Bacteriosis

Tularemia

Con respecto a la transmisión de tularemia, comentar el enorme potencial que presentan los parques naturales de la Comunidad Valenciana para el inicio de brotes epidémicos similares a los acaecidos en Castilla y León. A pesar de que la legislación vigente (BOE, 1995) restringe de forma considerable el desarrollo de actividades como la caza o la pesca en entornos naturales, es común el mantenimiento de actividades ganaderas y agrícolas tradicionales asociadas a la presencia de mosquitos y garrapatas en contacto con el ser humano. En nuestro caso, se detectaron 10 especies diferentes de mosquitos (*Ae. vexans*, *An. atroparvus*, *An. claviger*, *An. maculipennis* s.s., *Cx. modestus*, *Cx. pipiens*, *Cx. theileri*, *Oc. caspius*, *Oc. detritus* y *Oc. geniculatus*) con capacidad para actuar como potenciales vectores de transmisión (Schaffner *et al.*, 2001). Bajo esta tesitura, son las **SINT** las que se definen como principales escenarios de riesgo, aunque la presencia de especies fuertemente antropófilas como *Oc. caspius* y *Oc. detritus* en los **MHUM**, abre la puerta a posibles brotes epidémicos durante las épocas de mayor nivel poblacional de estas especies de mosquitos.

5.4. Posibilidades reales sobre control de mosquitos en parques naturales de la Comunidad Valenciana

Tras toda la información analizada en el presente trabajo, y teniendo en cuenta la capacidad vectorial de las especies evidenciadas en nuestros parques naturales,

resulta evidente la necesidad de establecer un programa de control y vigilancia epidemiológica, a la luz de la legislación vigente que pesa sobre estos ambientes protegidos. De nuevo, es interesante señalar que los tratamientos deberían estar encaminados siempre hacia las formas inmaduras, reduciendo al mínimo la necesidad de tratamiento de imagos en la medida de lo posible.

Al respecto, mencionar que debido a su baja especificidad, los insecticidas de amplio espectro (tanto larvicidas como adulticidas) dejarían de ser una opción válida en este tipo de ambientes, pues su aplicación supondría la práctica eliminación de muchos representantes de fauna presente, tanto en los biotopos larvarios como en los hábitats de los imagos sometidos a tratamiento. Bajo esta tesitura, los preparados bacterianos a base de *Bacillus thuringiensis* se postulan como una de las alternativas con mayor potencial de aplicación, al restringir ampliamente su espectro de acción a, estrictamente, los dípteros nematóceros (García *et al.*, 1981; Molloy & Jamnback, 1981; Mulla *et al.*, 1982; Margalit & Dean, 1985; WHO/IPCS, 1999); obviando, además de mamíferos y plantas, a cualquier representante de los taxones Cnidaria, Turbellaria, Rotatoria, Mollusca, Annelida, Acari, Crustacea, Ephemeroptera, Odonata, Heteroptera, Coleoptera, Trichoptera, peces y anfibios (Becker & Margalit, 1993; Boisvert & Boisevert, 2000; Becker *et al.*, 2010). Esta estrategia de control, se postula como especialmente interesante en el caso de los **MHUM**, donde la masiva presencia de especies como *Oc. caspius* y *Oc. detritus*, con elevados porcentajes de eclosión larvaria tras la inundación de sus biotopos (Roberts, 2001) y un rápido desarrollo de la fase acuática (López Sánchez, 1989), supone un grave riesgo tanto para el bienestar como para la salud de la población humana aledaña a estos enclaves tan comunes en la Comunidad Valenciana (GVA, 2006). Igualmente, esta metodología de control resultaría eficaz contra poblaciones de *Cx. pipiens* y *Cx. modestus*, ambas especies abundantes en los humedales valencianos y sus zonas de marjalería, sumando sus efectos al control de otras especies típicas de estos ambientes como son *Cs. annulata*, *Cs. subochrea* y *Ur. unguiculata* (Bueno Marí *et al.*, 2008).

En el caso de los parques naturales pertenecientes a las categorías **SINT** y **SLIT**, caracterizados por la gran cantidad de biotopos en forma de colecciones hídricas aisladas (bebederos, abrevaderos, balsas, lagunas, etc.), se postula de gran interés el uso de IGR's, donde su elevada especificidad permitiría realizar un correcto control de especies como *Ae. vexans*, *Cs. longiareolata* o *Cx. latincinctus*, todas ellas halladas de forma habitual en pequeños recipientes de carácter antrópico. Para el control de otras especies como *An. atroparvus*, *An. claviger* y *An. maculipennis*, de nuevo resultaría conveniente recurrir a los preparados bacterianos a base de *Bacillus thuringiensis*.

Por último, y de cara al control de especies que habitan en biotopos larvarios de grandes dimensiones (como grandes zonas de inundación, cañaverales extensivos,

etc.), la presencia y uso de depredadores se revela como una herramienta eficiente en materia de control. No obstante, y recordando la legislación vigente, la introducción de especies alóctonas queda prohibida, además de las consideraciones ecológicas derivadas de la incorrecta introducción de una especie foránea sobre el ecosistema afectado. Por ello, es de vital importancia el conocimiento de la biología de los depredadores autóctonos, sus niveles poblacionales, épocas de cría, sensibilidad a cambios ambientales, etc.; garantizándose así un correcto uso de los mismos y el respeto hacia los ecosistemas afectados por estas prácticas de control.

De igual manera, es de vital importancia considerar la existencia de prácticas profilácticas y los métodos físicos y mecánicos para facilitar el control de mosquitos en ambientes protegidos. Un ejemplo clave sobre la aplicación de esta metodología de control, la constituiría el caso de los mosquitos limnodendrófilos estrictos detectados en las **SINT**. Dada la naturaleza de sus biotopos larvarios, resulta inviable plantear un programa de control basado en tratamientos larvicidas para cada una de las miles de oquedades arbóreas en las que son capaces de desarrollarse, por lo que las medidas más eficaces serían de tipo profiláctico, mediante el correcto uso de repelentes personales, barreras protectoras como mosquiteras en las viviendas localizadas en el interior de masas boscosas, etc.

En conclusión, a pesar de contar con una extensa lista de métodos para el correcto control y gestión de la problemática de los mosquitos, los parques naturales constituyen unos enclaves muy característicos, donde la elección de la metodología correcta se torna, si cabe, mucho más crítica para su manejo. La legislación vigente, prohíbe muchas de las técnicas analizadas, por lo que se debe recurrir a la solicitud de permisos especiales a las autoridades competentes en la materia, lo que supone un importante freno a la celeridad de actuación que se requiere al tratar con estos insectos. Este hecho, se torna mucho más acuciante al considerar la posibilidad de emergencia y/o reemergencia de enfermedades vehiculadas por mosquitos, en cuyo caso, las medidas de control deberían tener una aplicación inmediata en beneficio de la salud humana.

Capítulo 6. Conclusiones

- I. Como resultado del estudio sistemático, se ha caracterizado la riqueza faunística de los mosquitos presentes en los parques naturales de la *Tinença de Benifassà*, la *Sierra de Irtà*, el *Macizo del Peñagolosa*, el *Prat de Cabanes-Torreblanca*, el *Desert de les Palmes*, la *Puebla de San Miguel*, la *Sierra de Espadán*, la *Sierra Calderona*, las *Hoces del Cabriel*, la *Sierra de Mariola*, el *Carrascal de la Font Roja*, el *Hondo de Elche* y las *Salinas de Santa Pola*, recolectándose un total de 900 muestras e identificando 15355 ejemplares. Como consecuencia, se ha evidenciado una riqueza (*S*) total de 26 especies distribuidas en 6 géneros distintos.
- II. Se ha actualizado el listado de dípteros culícidos presentes en la Comunidad Valenciana, profundizando en diferentes aspectos acerca de su distribución, biología, ecología y fenología en ambientes inexplorados hasta la fecha como son los parques naturales valencianos. Como resultado, se han evidenciado nuevos datos de distribución para *An. claviger* (cita valenciana más septentrional hasta la fecha), *An. marteri* (primera cita para la provincia de Valencia), *Oc. berlandi* (primera cita para la provincia de Alicante), *Oc. pulcritarsis* (primera cita para la provincia de Alicante), *Cx. modestus* (cita valenciana más occidental hasta la fecha) y *Cs. annulata* (primera cita para la provincia de Alicante).
- III. Tanto las variables fisicoquímicas como las cualitativas, mostraron un elevado nivel de variación local, lo cual se traduce en una alta heterogeneidad de condiciones del hábitat. Bajo esta tesitura, se puede advertir que aquellos parques con mayor heterogeneidad del hábitat, presentan una mayor diversidad de especies. Igualmente, esta afirmación es extensiva al análisis de las variables cualitativas que definen los biotopos larvarios, registrándose mayor diversidad en aquellos enclaves con un mayor número de tipologías registradas.
- IV. Las especies más abundantes y ubicuas son *Cx. pipiens*, presente en 12 de los 13 parques naturales estudiados (3871 ejemplares; 24,62% de representatividad total) y *Cs. longiareolata*, presente en la totalidad de parques muestreados (3515 ejemplares; 22,89% de representatividad total). Igualmente, ambas especies se comportan como especies dominantes en 8 (proporción 4-4) de los 13 parques naturales estudiados; poniendo de manifiesto su alta plasticidad ecológica, al haber sido capturadas en un elevado número de ambientes distintos y bajo condiciones ambientales muy diferentes.
- V. Las especies menos abundantes y, por tanto, componentes de la rareza específica en el presente estudio han resultado ser (en orden descendente) *Cx. theileri*, *Oc. pulcritarsis*, *Oc. gilcolladoi*, *Oc. berlandi*, *Ae. vexans*, *Cx. modestus*, *An. marteri*,

5 *An. atroparvus*, *An. claviger*, *An. maculipennis* s.s., *Oc. geniculatus*, *Cs. annulata/subochrea*, *Oc. echinus* y *Cx. territans*, en el caso de las **SINT**. En el caso de las **SLIT**, la rareza específica ha quedado configurada por *Cx. hortensis hortensis*, *Cx. mimeticus*, *Cx. impudicus/territans*, *Ae. vittatus* y *An. petragrani*. Por último, la rareza específica para los **MHUM** ha quedado definida por *Cs. annulata/subochrea*, *Ur. unguiculata* y *Cx. modestus*.

6 VI. El análisis de la diversidad, muestra que las **Sierras de Interior** ($S=21$) son la categoría más biodiversa (tal y como demuestra la ordenación de la misma según los perfiles de Rényi), no habiéndose podido establecer una ordenación clara para las **Sierras Litorales** ($S=8$) y los **Marjales y Humedales** ($S=7$). A escala local, se observa que el parque natural más biodiverso se corresponde con la **Sierra de Mariola** ($S=14$), mientras que el extremo opuesto ha resultado ser el **Hondo de Elche** ($S=6$).

7 VII. El modelo *log-normal* es el adecuado para explicar la estructura de la comunidad observada en las **SINT** y las **SLIT**. Sin embargo, la serie de capturas obtenida a partir de los muestreos realizados en los **MHUM** no se ajusta a ninguna de las situaciones definidas por los modelos de abundancia clásicos; no obstante, se ha constatado el ajuste de la serie a una curva de acumulación específica de tipo exponencial. A escala local, vuelve a ser el modelo *log-normal* el que permite explicar de forma adecuada la estructura de las comunidades observadas en cada parque natural. No obstante, se observan discrepancias en el ajuste a los modelos clásicos por parte de la **Sierra de Espadán**, **Sierra de Irta**, el **Hondo de Elche**, el **Prat de Cabanes-Torreblanca** y las **Salinas de Santa Pola**, ajustándose las series de captura a curvas de acumulación específicas de tipo exponencial (SI, HC y PC) y potencial (SE y SS).

8 VIII. Los modelos de abundancia de especies han permitido observar la ausencia de alteraciones significativas en la mayoría de parques naturales, manteniendo, en general, un grado aceptable de conservación. Esto se deriva del hecho de que la mayor parte de los parques se ajustaron al modelo *log-normal*, el cual define un nivel de impacto escaso o nulo. No obstante, la incapacidad para ajustar las series de captura a este modelo en los parques pertenecientes a los **MHUM** (PC, HE y SS), parece indicar una situación de cambio con respecto a los parques incluidos en las **SINT** y las **SLIT**, probablemente como reflejo de la mayor aglomeración de población humana en las zonas costeras y, por tanto, de la presión antrópica ejercida sobre este tipo de ambientes naturales.

IX. La tasa de recambio resulta elevada entre las categorías de parques naturales, registrándose una complementariedad superior al 70% en todos los pares

9 analizados, observación secundada por los resultados del índice de Whittaker (β_W). No obstante, la contribución de β (39,95%) a la diversidad del paisaje global fue inferior a la de α (60,05%), al verse sesgada por la contribución α de la comunidad más rica. A escala local, la tasa de recambio recoge resultados muy heterogéneos, que ponen de manifiesto la existencia de grandes diferencias en cuanto al reemplazo de especies se refiere. No obstante, las menores tasas de reemplazo registradas han sido observadas entre los parques pertenecientes a los **MHUM**, mostrando una complementariedad inferior al 30% y un índice de Whittaker inferior a 0,17; motivo por el cual la contribución de β (60,55%) a la *gamma* de los parques naturales es superior a α (39,46%).

10 X. Se ha detectado un total de 13 especies de mosquitos con capacidad para actuar como potenciales vectores de transmisión de enfermedad al ser humano. No obstante, la ausencia de ciclos de transmisión mantenidos en el tiempo y relacionados directamente con la población humana, hace improbables los fenómenos epidémicos de éstas. A pesar de ello, el continuo trasiego de personas, materiales y organismos biológicos (especialmente de especies alóctonas) abre la puerta a posibles brotes locales. Al respecto, mencionar que los parques naturales de la Comunidad Valenciana, dado su especial estatus de protección, podrían constituir un excelente enclave de conservación tanto para los vectores como para los agentes causales, manteniéndose como enzootias entre la fauna constituyente.

11 XI. En base a las cuestiones biológicas, ecológicas, geográficas y fenológicas tratadas en la presente tesis doctoral, debe tenerse en cuenta la posibilidad de modificación de las leyes de protección de los parques naturales frente a posibles brotes epidémicos de enfermedades vehiculadas por mosquitos. Igualmente, los programas de control vinculados a estas figuras de protección, deberán dirigir su atención hacia las formas larvarias, puesto que la metodología comentada, pone de manifiesto una mayor efectividad en la lucha contra estos insectos y un mayor respeto por el medio ambiente.

Capítulo 7. Glosario de términos

A

Acción hematofágica. Proceso de alimentación mediante el cual se obtiene sangre a partir de un hospedador adecuado.

Anautogenia. Incapacidad de una especie o cepa para producir la maduración ovárica (huevos) sin una ingesta previa de sangre (proteínas).

*Véase **autogenia**.

Antropofilia. Apetencia selectiva por el ser humano como hospedador preferente sobre el que alimentarse.

*Véase **acción hematofágica**.

Antroponosis. Enfermedad cuyo agente causal se encuentra completamente adaptado al ser humano, manteniendo su nivel basal entre las poblaciones de éste en una cadena humano-humano, bien sea mediante mecanismos de transmisión directos o indirectos.

*Véase **zoonosis**.

Antropozoonosis. Enfermedad de afección animal que, de forma esporádica u ocasional, puede ser transmitida al ser humano, originando en éste sintomatología característica.

*Véase **zooantroponosis**.

Arbovirosis. Contracción procedente del término anglosajón *arthropod-borne viruses*, el cual hace referencia a las enfermedades que requieren de la participación de un artrópodo hematófago para su transmisión natural.

*Véase **arbovirus**.

Arbovirus. De forma general, agente causal de las arbovirosis.

Astenobiosis. Estado de inactividad biológica transitoria similar a la

causada por procesos de hibernación o estivación, pero que no tiene como causa directa de la misma a la temperatura o humedad ambiental.

*Véase **quiescencia**.

Autóctono/a. Referido a los culicidos o las enfermedades transmitidas por éstos, se dice de las especies, cepas, patógenos o tipos que se han originado en el mismo lugar en el que ejercen su actividad biológica.

*Véase **alóctono/a**.

Autogenia. Capacidad de una especie o cepa para llevar a cabo la maduración ovárica (huevos) sin una ingesta previa de sangre (proteínas).

*Véase **anautogenia**.

B

Batraceofilia. Apetencia selectiva por los batráceos como hospedadores preferentes sobre los que alimentarse.

Biotipo. Población formada por individuos incapaces de producir más de una clase de gametos; equivalente natural a una cepa o raza pura de laboratorio.

Biotopo. Referido a las poblaciones larvarias, área de condiciones ambientales uniformes que provee de un espacio vital adecuado para el desarrollo y dispersión de una o más poblaciones larvarias, de una única o diferentes especies.

Brote. Término epidemiológico que hace referencia a una epidemia explosiva de reducidas dimensiones, la cual tiene lugar en una comunidad determinada durante un periodo de tiempo establecido.

*Véase **epidemia**.

C

Ciclo gonotrófico. Periodo de tiempo comprendido entre la ingesta sanguínea y el proceso ovipositor.

Concordancia gonotrófica. Relación directa existente entre la ingesta sanguínea y el desarrollo ovárico de las hembras. Se trata de un fenómeno especialmente útil para el cálculo de la edad fisiológica de éstas.

*Véase **disociación gonotrófica**.

D

Dendrotelma. Cavidad que puede presentarse a diferentes niveles del tronco en diversas especies arbóreas y que, habitualmente, alberga agua durante un tiempo determinado.

Diapausa. Estado fisiológico de inactividad vital regulada por factores internos, intrínsecos a la genética de la especie, cepa, raza o población considerada.

*Véase **quiescencia**.

Disociación gonotrófica. Situación en la que no existe una relación directa entre la ingesta sanguínea y el desarrollo ovárico. En general, es un fenómeno observado en hembras pre-hibernantes, cuyo objetivo es dotar al organismo de las reservas energéticas suficientes para un periodo de quiescencia o diapausa.

*Véase **concordancia gonotrófica**.

E

Ecotipo. Subpoblación de una especie adaptada genéticamente a un hábitat o ecosistema determinado, pero con capacidad para cruzarse con otros miembros de la especie no pertenecientes a esa subespecie.

Emergencia. Fenómeno mediante el cual surge el imago de la pupa.

Endemia. Condición por la que una enfermedad se encuentra constantemente presente en una población o región determinada a lo largo del tiempo. El concepto contempla la posibilidad de variaciones estacionales repetitivas en el tiempo.

*Véase **enzootia**.

Endémico. En epidemiología, enfermedad propia y exclusiva de determinadas localidades o regiones geográficas.

Endofagia. Comportamiento exhibido por las hembras de mosquito que se alimentan en el interior de las viviendas.

*Véase **exofagia**.

Endofilia. Comportamiento exhibido por las hembras de mosquitos que reposan en el interior de las viviendas.

*Véase **exofilia**.

Enzootia. Condición por la que una enfermedad se encuentra constantemente presente en una población animal determinada a lo largo del tiempo. El concepto contempla la posibilidad de variaciones estacionales repetitivas en el tiempo.

*Véase **endemia**.

Epidemia. Aumento notable de la mortalidad y morbilidad de una enfermedad humana en un tiempo y espacio concretos.

*Véase **epizootia**.

Epizootia. Aumento notable de la mortalidad y morbilidad de una

enfermedad animal en un tiempo y espacio determinado.

*Véase **epidemia**.

Estenofagia. Comportamiento exhibido por las hembras de mosquito que se alimentan de un grupo muy reducido de hospedadores.

Véase **eurifagia**.

Estenogamia. Término aplicado a una clase de mosquito en la que el acoplamiento o cópula tiene lugar en espacios reducidos ($< 1 \text{ m}^3$).

*Véase **eurigamia**.

Estivación. Estado fisiológico temporal de inactividad biológica y metabólica, desencadenado por las condiciones adversas acaecidas durante el periodo estival (aumento de T^a o escasez hídrica).

*Véase **hibernación**.

Eurifagia. Comportamiento exhibido por las hembras de mosquito que se alimentan de un grupo muy amplio de hospedadores.

Véase **estenofagia**.

Eurigamia. Término aplicado a una clase de mosquito en la que el acoplamiento o cópula no tiene lugar en espacios reducidos y, por tanto, tiene lugar en espacios abiertos ($> 1 \text{ m}^3$).

*Véase **estenogamia**.

Exofagia. Comportamiento exhibido por las hembras de mosquito que se alimentan en espacios abiertos o exteriores.

*Véase **endofagia**.

Exofilia. Comportamiento exhibido por las hembras de mosquitos que reposan en lugares abiertos o exteriores.

*Véase **endofilia**.

F

Flood plain mosquitoes. Del inglés “*mosquitos de llanuras inundables*”; grupo de culícidos con predilección a realizar la puesta en llanuras potencialmente inundables.

*Véase **rock pool** y **snow melt mosquitoes**.

Flood water mosquitoes. Del inglés “*mosquitos de aguas de inundación*”; grupo de culícidos con predilección a realizar la puesta en lugares potencialmente inundables por variaciones abruptas del caudal de ríos, lagos o embalses.

G

Grávida. Referente a los mosquitos, hembras repletas de sangre o huevos.

Grupo específico. Conjunto de especies o subespecies emparentadas dentro de un mismo género.

H

Hembra nulípara (*sin. anaovada*).

Hembra que nunca ha presentado desarrollo ovárico y, por tanto, no ha llevado a cabo el proceso ovipositor.

*Véase **hembra para** (*sin. aovada*).

Hembra para (*sin. aovada*). Hembra que en, al menos, una ocasión ha presentado desarrollo ovárico y, además, ha llevado a cabo el proceso ovipositor.

*Véase hembra **nulípara** (*sin. anaovada*).

Heterodinamismo. Condición por la cual, al menos una generación del ciclo biológico, presenta astenobiosis o una pausa reproductiva obligada.

*Véase **homodinamismo**.

Hibernación. Estado fisiológico mostrado por determinados animales en respuesta a condiciones ambientales adversas, generalmente frente a las bajas temperaturas del periodo invernal.

*Véase **estivación**.

Homodinamismo. Condición por la cual, al menos una generación del ciclo biológico, presenta un desarrollo reproductivo continuo a lo largo del año bajo condiciones ambientales determinadas.

*Véase **heterodinamismo**.

Hospedador (*sin. huésped*) Organismo en cuyo cuerpo se aloja un parásito o agente viral, proporcionándole las condiciones de supervivencia necesarias.

*Véase **hospedador definitivo, intermediario y reservorio**.

Hospedador definitivo. Hospedador en el que se desarrollan y maduran las formas adultas o sexuales de un parásito, o las formas trofozoicas (activas) en caso de carecer el ciclo de fase sexual.

Hospedador intermediario.

Hospedador que alberga las formas inmaduras o juveniles, o las formas asexuadas en el caso de ciclos que se alternan con formas sexuales.

*Véase **hospedador, hospedador definitivo y reservorio**.

Hospedador reservorio. Hospedador caracterizado por presentar baja sensibilidad a la infección (asintomática) causada por un patógeno, actuando como huésped durante largos periodos de tiempo y como futura fuente de infección.

*Véase **hospedador, hospedador definitivo e intermediario**.

I

Imago. (*sin. adulto*). Término entomológico empleado para definir el último estado de desarrollo de un insecto; generalmente coincidente con la forma sexual.

Importado/a. En epidemiología, enfermedad o patología desarrollada en una zona geográfica sobre individuos infectados fuera de ella.

Infección. Término epidemiológico empleado para describir la invasión del cuerpo de un hospedador por parte de un organismo patógeno.

*Véase **infección activa y pasiva**.

Infección activa. Estado de un patógeno infectante durante el cual emplea los recursos del hospedador para desarrollarse y multiplicarse a costa del mismo.

*Véase **infección, infección pasiva**.

Infección pasiva. Estado de un patógeno infectante durante el cual emplea los recursos del hospedador para mantener un nivel basal de patogenia a costa del mismo.

*Véase **infección, infección activa**.

Infectividad. Probabilidad de que se produzca la esporogonia del plasmodio infectante en el interior del mosquito hospedador.

Infectivo (*sin. infectante*). 1. Estado de un hospedador durante el cual es capaz de producir la infección de un potencial vector. 2. Estado de un vector durante el cual es capaz de diseminar y transmitir de forma efectiva un patógeno concreto.

Infestación. En epidemiología, término aplicado a la presencia de parásitos no microscópicos en el organismo del hospedador, cuyo objetivo es la supervivencia a costa de los recursos del huésped, no su multiplicación o desarrollo.

*Véase **infección**.

L

Limnodendrofilia. Preferencia a desarrollar la fase larvaria del ciclo biológico en las oquedades arbóreas inundadas.

*Véase **dendrotelma**.

M

Mamofilia. Apetencia selectiva por los mamíferos como hospedadores preferentes sobre los que alimentarse.

Multivoltinismo (*sin. policíclico/a*). En entomología, condición por la cual un determinado insecto presenta más de una generación anual.

*Véase **univoltinismo**.

O

Ornitofilia. Apetencia selectiva por las aves como hospedadores preferentes sobre los que alimentarse.

P

Pandemia. Epidemia generalizada o extendida a nivel global.

*Véase **epidemia**.

Potencial malariogénico. Capacidad de emergencia y/o reemergencia del paludismo en una región geográfica o área determinada en base a los criterios epidemiológicos de receptibilidad, infectividad y vulnerabilidad.

*Véase **infectividad**, **receptibilidad** y **vulnerabilidad**.

Q

Quiescencia. Estado fisiológico temporal de un organismo por el cual se detiene el desarrollo o actividad vital en respuesta a condiciones desfavorables, reactivándose inmediatamente después del cese de las mismas.

*Véase **diapausa**.

R

Receptibilidad. Factores (presencia, abundancia y biología) que regulan la actividad de los vectores del paludismo en una zona geográfica determinada.

Rock-pool mosquitoes. Del inglés “*mosquitos de huecos rocosos*”; grupo de culícidos con predilección a realizar la puesta en oquedades rocosas inundadas o bien potencialmente inundables.

S

Snow-melt mosquitoes. Del inglés “*mosquitos de nieve derretida*”; grupo de culícidos con predilección a realizar la puesta en lugares potencialmente inundables tras el deshielo primaveral.

T

Transmisión vertical. Transferencia congénita o hereditaria materna de agentes patógenos a las generaciones filiales. Fenómeno relativamente frecuente con enfermedades arbovíricas.

Tree-hole mosquitoes. Del inglés “*mosquitos de huecos de árbol*”; grupo de culícidos con predilección a realizar la puesta en oquedades arbóreas.

*Véase **dendrotelma**.

U

Univoltinismo. En entomología, condición por la cual un determinado insecto presenta una única generación anual.

*Véase **multivoltinismo**.

V

Vulnerabilidad. Cantidad de gametocitos de *Plasmodium* spp. circulantes a la espera de proseguir el ciclo biológico en el hospedador invertebrado, o lo que es lo mismo, la población humana portadora.

Z

Zooantroponosis. Enfermedad de afección humana que, de forma esporádica u ocasional, puede ser transmitida a los animales, originando en éstos sintomatología característica.

*Véase **antropozoonosis**.

Zoofilia. Preferencia trófica exhibida por determinadas especies, dirigida, generalmente, hacia cualquier hospedador vertebrado a excepción del ser humano.

Zoonosis. Enfermedad cuyo agente causal se encuentra completamente adaptado a los animales, manteniendo su nivel basal entre las poblaciones de una única especie (condición estenoxena) o especies próximas (condición eurixena); en una cadena de transmisión ininterrumpida de tipo directo o indirecto.

*Véase **antroponosis**.

Capítulo 8. Bibliografía general

1. ABDEL HAMID, Y.M., SOLIMAN, M.I. & KENAWY, M.A., 2011. Geographical distribution and relative abundance of culicine mosquitoes in relation to transmission of lymphatic filariasis in El Menoufia Governorate, Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **41**(1): 109-118.
2. AITKEN, T.G.H., 1954. The Culicidae of Sardinia and Corsica (Diptera). *Bulletin of Entomological Research*, **45**: 437-494.
3. ALARCÓN ELBAL, P.M., DELACOUR ESTRELLA, S., RUIZ ARRONDO, I., PINAL, R., MUÑOZ, A., OROPEZA, V., CARMONA SALIDO, V.J., ESTRADA, R. & LUCIENTES, J., 2012. Los culícidos (Diptera Culicidae) del valle medio del Ebro I: La Rioja (Norte de España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **50**: 359-365.
4. ALARCÓN ELBAL, P.M., RUIZ ARRONDO, I., DELACOUR ESTRELLA, S., PINAL, R., MUÑOZ, A., MARCÉN, J.M., BOIX, D., SALA, J. & LUCIENTES, J., 2011. *Estudio de los culícidos (Diptera, Culicidae) y los potenciales artrópodos entomófagos asociados en el Galacho de los Fornazos, un humedal de la provincia de Zaragoza*. Libro de resúmenes del VII Congreso Nacional de Entomología Aplicada - XIII Jornadas Científicas de la SEEA, 134 pp.
5. ALDEA MANSILLA, C., NEBRED, T., GARCÍA DE CRUZ, S., DODERO, E., ESCUDERO, R., ANDA, P. & CAMPOS, A., 2010. Tularemia: una década en la provincia de Soria. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, **28** (1): 21-26.
6. ALMENAR ASENSIO, R., BONO MARTÍNEZ, E. & GARCÍA GARCÍA, E., 2000. *La sostenibilidad del desarrollo: el caso valenciano*. Ed. Universitat de València, 575 pp.
7. ALMIRÓN, W.R. & BREWER, M.E., 1996. Classification of immature stage habitats of Culicidae (Diptera) collected in Cordoba, Argentina. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, **91**: 1-9.
8. ALVES PIRES, C., RIBEIRO, H., ANTUNES CAPELA, R. & DA CUNHA RAMOS, H., 1984. Research on the mosquitoes of Portugal (Diptera, Culicidae) VI - The mosquitoes of Alentejo. *Anais do Instituto de Higiene e Medicina Tropical*, **8**: 79-102.
9. ALY, C. & DADD, R.H., 1989. Drinking rate regulation in some fresh-water mosquito larvae. *Physiological Entomology*, **14**: 241-256.
10. ANDREADIS, T.G., 1990. Observations on installment egg hatching in the brown saltmarsh mosquito, *Aedes cantator*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, **6**: 727-729.

11. ANGUERA GALIANA, M., 1995. La dirofilariasis canina en el Delta del Ebro. *Medical Veterinary*, **12**: 242-246.
12. ANÓNIMO, 1989. *Distribució dels Culicids al litoral empordanès. En: Control de les poblacions de mosquits al Baix Llobregat*. Ed. Consell Comarcal Baix Llobregat i Àrea Metropolitana Barcelona, Mancomunitat de municipis. 44-49 pp.
13. ARANDA PALLERO, C., 2010. *Detecció d'arbovirus en vectors a Espanya*. [Tesis Doctoral]. Ed. Universitat Autònoma de Barcelona, Departament de Sanitat i d'Anatomia Animals. 67 pp. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10803/5624>
14. ARANDA, C., ERITJA, R. & ROIZ, D., 2006. First record and establishment of the mosquito *Aedes albopictus* in Spain. *Medical and Veterinary Entomology*, **20**: 150-152.
15. ARANDA, C., ERITJA, R., SCHAFFNER, F. & ESCOSA, R., 2000. *Culex (Culex) torrentium* Martini (Diptera: Culicidae) a new species from Spain. *European Mosquito Bulletin*, **8**: 7-9.
16. ARANDA, C., PANYELLA, O., ERITJA, E. & CASTELLÀ, J., 1998. Canine filariasis. Importance and transmission in the Baix Llobregat area, Barcelona (Spain). *Veterinary Parasitology*, **77**: 267-275.
17. ARANDA, C., SÁNCHEZ PACHECO, M.P., CÁCERES, F., ESCOSA, R., GÁLVEZ, J.C., MASIÀ, M., MARQUÉS, E., RUIZ, S., ALBA, A., BUSQUETS, N., VÁZQUEZ, A., CASTELLÀ, J. & TENORIO, A., 2009. Detection and monitoring of mosquito flaviviruses in Spain between 2001 and 2005. *Vector-borne and Zoonotic Diseases*, **9**(2): 171-178.
18. ARIAS ENCOBET, J., 1911. Sobre la distribución geográfica de la *Stegomyia fasciata* Fabr. en la Península Ibérica y especialmente en los Lazaretos españoles. *Boletín del Instituto Nacional de Higiene Alfonso XIII*, **7**(25): 89-94.
19. ARIAS ENCOBET, J., 1912. Datos para el conocimiento de la distribución geográfica de los Dípteros de España. *Memorias de la Real Sociedad Española de Historia Natural*, **7**: 61-246.
20. ARITA, H.T. & LEÓN PANIAGUA, L., 1993. Diversidad de mamíferos terrestres. *Ciencias*, **7**: 13-22 (número especial).
21. ASAKURA, M., 1982. A possible role of the gastric caecum in osmoregulation on the seawater mosquito larva, *Aedes togoi* Theobald. *Annotationes Zoologicae Japonenses*, **55**: 1-8.
22. ASPÖCK, H. & KUNZ, C., 1971. Investigation of overwintering of Tahyna and Calovo viruses in amphibians and reptiles. *Zentralblatt für Bakteriologie*, **214**: 160-173.

23. ASPÖCK, H., 1996. Stechmücken als virusüberträger in Mitteleuropa. *Nova Acta Leopoldina*, **292**: 37–55.
24. ASSO, I., JORDÁN DE, 1784. *Introductio in Oryctographiam et Zoologiam Aragoniae*. Sommer, Amsterdam. 192 pp.
25. BACH, C. & COMPTE, A., 1997. La entomología moderna en España. Su desarrollo: de los orígenes a 1960. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **20**: 367-392.
26. BAEV, P.V. & PENEV, L.D., 1995. *BIODIV: program for calculating biological diversity parameters, similarity, niche overlap and cluster analysis*. Versión 5.1. Pensoft, Sofia-Moscow. 57 pp.
27. BÁEZ, M. & FERNÁNDEZ, J.M., 1980. Notes on the Mosquito Fauna of Canary Islands. (Diptera: Culicidae). *Mosquitos Systematics*, 12(3): 349-355.
28. BÁEZ, M., 1987. Atlas preliminar de los mosquitos de las Islas Canarias (Diptera, Culicidae). *Vieraea*, **17**: 193-202.
29. BÁEZ, M., 1988. Análisis faunístico de los Dípteros de la laurisilva de Tenerife, Islas Canarias (Insecta, Diptera). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **12**: 181-188.
30. BAKONYI, T., GOULD, E.A., KOLODZIEJEK, J., WEISSENBOCK, H. & NOWOTNY, N., 2004. Complete genome analysis and molecular characterization of Usutu virus that emerged in Austria in 2001: comparison with the South African strain SAAR-1776 and other flaviviruses. *Virology*, **328**: 301-310.
31. BAR-ZEEV, M., 1958. The effect of temperature on the growth rate and survival of the immature stages of *Aedes aegypti*. *Bulletin of Entomological Research*, **49**: 157-163.
32. BARDOS, V. & CUPKOVA, B., 1962. The Calovo virus: the second virus isolated from mosquitoes in Czechoslovakia. *Journal of Hygiene, Epidemiology, Microbiology and Immunology*, **6**: 186-192.
33. BARR, A.R. & AZAWI, A., 1958. Notes on the oviposition and the hatching of eggs of *Aedes* and *Psorophora* mosquitoes (Diptera, Culicidae). *University of Kansas Science Bulletin*, **39**: 263-273.
34. BARREIRO, A.J. , 1992. *El Museo Nacional de Ciencias Naturales (1771-1935)*. Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC. Ed. Doce Calles, Aranjuez. (Reedición completa de la obra de 1944). 509 pp.

35. BARROS, F.S., VASCONCELOS, S.D., ARRUDA, M.E., CONFALONIERI, U.E., LUITGARDS, J.F., MOURA, J.F. & HONÓRIO, N.A., 2006. Tetrahymenidae infection in mosquito populations in a malaria-endemic region of the Amazon. *Journal of Invertebrate Pathology*, **91**(3): 199-201.
36. BATES, M., 1939. Variation in the antepalpal hairs of larvae of the *Anopheles maculipennis* Complex. *Rivista di Malariologia*, **18**: 299-312.
37. BATES, M., 1940. The nomenclature and taxonomic status of the *Anopheles maculipennis* Complex. *Annals of Entomological Society of America*, **33**: 343-356.
38. BATES, M., 1949. *The natural history of mosquitoes*. The Macmillan Company. New York. 379 pp.
39. BATES, M., 1970. *The natural history of mosquitoes*. Peter Smith, Gloucester, Massachusetts. 378 pp.
40. BAYOH, M.N. & LINDSAY, S.W., 2003. Effect of temperature on the development of the aquatic stages of *Anopheles gambiae* sensu stricto (Diptera: Culicidae). *Bulletin of Entomological Research*, **93**: 375-381.
41. BEACH, R., 1978. The required day number and timely induction of diapause in geographic strains of the mosquito *Aedes atropalpus*. *Journal of Insect Physiology*, **24**: 448- 455.
42. BEATY, B.J. & MACQUARDT, W.C., 1996. *The Biology of Disease Vectors*. University Press, Colorado. 632 pp.
43. BECKER, N. & KAISER, A., 1995. Die Culicidenvorkommen in den Rheinauen des Oberrheingebiets mit besonderer Berücksichtigung von *Uranotaenia* (Culicidae, Diptera) - einer neuen Stechmückengattung für Deutschland. *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie*, **10**: 407-413.
44. BECKER, N. & LUDWIG, H.W., 1981. Untersuchungen zur Faunistik und Ökologie der Stechmücken (Culicinae) und ihrer Pathogene im Oberrheingebiet. *Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie*, **2**: 186-194.
45. BECKER, N. & LUDWIG, H.W., 1983. Mosquito control in west Germany. *Bulletin of the Society for Vector Ecology*, **8**(2): 85-93.
46. BECKER, N. & MARGALIT, J., 1993. Control of diptera pests by *Bacillus thuringiensis*. In: ENTWISTLE, P., BAILEY, M.J., CORY, J. & HIGGS, S. (editors), *Bacillus thuringiensis*: its uses and future as biological insecticide. John Wiley & Sons Ltd., Sussex, England. 147-170 pp.

47. BECKER, N., 1989. Life strategies of mosquitoes as an adaptation to their habitats. *Bulletin of Society for Vector Ecology*, **14**(1): 6-25.
48. BECKER, N., PETRIC, D., ZGOMBA, M., BOASE, C., MADON, M., DAHL, C. & KAISER, A., 2010. *Mosquitoes and their control*. Second Edition, Springer. 577 pp.
49. BECKER, T., 1908. Dipteren der Kanarischen Inseln. *Mitteilungen aus dem Zoologischen Museum*, Berlin, **4**: 1-180.
50. BELKIN, J.N., 1962. *The Mosquitoes of the South Pacific (Diptera, Culicidae) [sic]*. Vols. I & II. University of California Press, Berkeley & Los Angeles. 1962 pp.
51. BELKIN, J.N., HEINEMANN, S.J. & PAGE, W.A., 1970. The Culicidae of Jamaica (Mosquito Studies. XXI). *Contributions of the American Entomological Institute* (Ann Arbol), **6**(1): 1-458.
52. BELKIN, J.N., HOGUE, C.L., GALINDO, P., AITKEN, T.H.G., SCHICK, R.X. & POWDER, W.A., 1967. Translated by Osorno Mesa, E., De Osorno, F., Martin, F.J. & Adames, A.J. Estudios sobre mosquitos (Diptera: Culicidae). Métodos para coleccionar, criar y preservar mosquitos. *American Entomological Institute Contributions*, **1**(2): 21-89.
53. BERMÚDEZ, M., 1946. Distinción de las razas de *Anopheles maculipennis* y su importancia epidemiológica. *Laboratorio*, **2**: 111-119.
54. BERNUÉS BAÑERES, A., BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012a. Contribución al conocimiento de los mosquitos (Diptera, Culicidae) del Parque Natural del Carrascal de la Font Roja (Alicante, España). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **36**(3-4): 361-379.
55. BERNUÉS BAÑERES, A., BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012b. Factores de riesgo eco-entomológicos en la emergencia de arbovirosis en las zonas húmedas de la comunidad Valenciana. Valencia, España. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, **2**(2): 257-267.
56. BIRCH, L.C., DOWNES, J.A., HORSFALL, W.R., KÜHLHORN, F., MACDONALD, W.W., PETRISCEVA, P.A., RIOUX, J.A. & SOUTHWOOD, T.R.E., 1967. *Ecología de los mosquitos*. Informe de la OMS. Organización Mundial de la Salud, Servicio de Información Técnica. 368 pp.
57. BISKIN, Z., DÜZLÜ, O., YILDIRIM, A. & INCI, A., 2010. The molecular diagnosis of *Dirofilaria immitis* in vector mosquitoes in Felahiye district of Kayseri. *Türkiye Parazitolji Dergisi*, **34**: 200-205.

58. BLÁZQUEZ, J. & ZULUETA, J., 1980. The disappearance of *Anopheles labranchiae* from Spain. *Parassitologia*, **22**: 161-163.
59. BLÁZQUEZ, J., 1974. Investigación entomológica sobre anofelismo en el Delta del Ebro. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **48**: 363-377.
60. BOISVERT, M. & BOISVERT, J., 2000. Effects of *Bacillus thuringiensis* var. *israeliensis* on target and non target organisms: a review of laboratory and field experiments. *Biocontrol Science and Technology*, **10**: 517-561.
61. BOLETÍN OFICIAL DEL ESTADO (BOE), 1995. Ley 11/1994 de 27 de diciembre de espacios naturales protegidos de la Comunidad Valenciana. **33**: 4060-4072.
62. BOYD, M.F., 1949. *Malariaology*. WB Saunders, Philadelphia. 1644 pp.
63. BOZCOV, D., HRISTOVA, T. & CANEV, I., 1969. Stechmücken an der bulgarischen Schwarzmeerküste. *Bulletin of the Institute of Zoology*, **29**: 151-166.
64. BOZICIC LOTHROP, B., 1988. Comparative ecology of *Aedes dorsalis* complex in the Holarctic. *Proceedings of the Californian Mosquito Control Association*, **56**: 139-145.
65. BRADLEY, T.J. & PHILLIPS, J.E., 1977. The effect of external salinity on drinking rate and rectal secretion in the larvae of saline-water mosquito, *Aedes taeniorhynchus*. *Journal of Experimental Biology*, **66**: 97-110.
66. BRUMMER KORVENKONTIO, M., 1973. Arboviruses in Finland. V. Serological survey of antibodies against Inkoo virus in human, cow, reinder and wildlife sera. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **22**: 654-661.
67. BUCKLEY, A., DAWSON, A., MOSS, S.R., HINSLAY, S.A., BELLAMY, P.E. & GOULD, E.A., 2003. Serological evidence of West Nile virus, Usutu virus and Sindbis virus infection of birds in the UK. *Journal of General Virology*, **84**: 2807-2817.
68. BUEN E, DE & GIL COLLADO, J., 1935. Nota sobre la fecundación del *Anopheles maculipennis* variedad *labranchiae*, en casetas de estudio de mosquitos. *Rivista di Malariaologia*, **14**(2): 155-166.
69. BUEN E, DE., 1928. El "Verde París" como larvicida. *Medicina de los Países Cálidos*, **1**: 64-73.
70. BUEN E, DE., 1929a. Estudio experimental de algunas sustancias larvicidas antianofélicas. [Tesis Doctoral]. *Medicina de los Países Cálidos*, **Tomo II**: 401-538.
71. BUEN E, DE., 1929b. Incompatibilidad de coexistencia entre larvas de *Anopheles y Lemna*. *Medicina de los Países Cálidos*, **2**: 265-269.

72. BUEN E, DE., 1930. Algunos datos sobre biología del *Anopheles maculipennis* (*claviger*), en su fase acuática. *Medicina de los Países Cálidos*, **3**: 311-327.
73. BUEN E, DE., 1931. Algunos estudios sobre biología de *Anopheles maculipennis* en lo que se refiere a la casa habitada por el hombre o los animales. *Medicina de los Países Cálidos*, **4**: 400-414.
74. BUEN E, DE., 1932. Algunos datos sobre biología del *Anopheles maculipennis* (*claviger*), en su fase de adulto. *Medicina de los Países Cálidos*, **5**: 449-485.
75. BUEN E, DE., 1935. Estudios sobre biología de *Anopheles maculipennis* Mg, índice maxilar y longitudes del ala, abdomen y tórax. *Medicina de los Países Cálidos*, **4**: 400-414.
76. BUEN S, DE. & BUEN E, DE., 1927. Primeros ensayos sobre el empleo del “verde parís” en España en la lucha antipalúdica. *Boletín Técnico de la Dirección General de Sanidad*, **2**(3): 161-168.
77. BUEN S, DE. & BUEN E, DE., 1930. Notas sobre la biología del *Anopheles maculipennis*. (Comunicación presentada al II Congreso Internacional de Paludismo. Argel, 1930). *Medicina de los Países Cálidos*, **3**: 385-391.
78. BUEN S, DE. & BUEN E, DE., 1933. El *Anopheles maculipennis* y la casa. Sus relaciones con la epidemiología española. Trabajo presentado a la comisión de Paludismo (Sociedad de Naciones). *Medicina de los Países Cálidos*, **6**: 270-299.
79. BUEN S, DE. & LUENGO, E., 1924. Contribución de la Sección de Parasitología en la campaña antipalúdica (año 1923). *Archivos del Instituto Nacional de Higiene Alfonso XIII*, **3**(3): 159-202.
80. BUEN S, DE., 1922a. Algunas observaciones sobre la biología de *Anopheles claviger* F. en Talayuela (Cáceres). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural*, **12**: 284-294.
81. BUEN S, DE., 1922b. La campaña profiláctica contra el paludismo en el término municipal de Talayuela y en los territorios de la Vera y de la Mata. (Prov. de Cáceres). 1920-1922. *Archivos del Instituto Nacional de Higiene Alfonso XIII*, **1**(1): 65-171.
82. BUEN S, DE., 1923. La campaña profiláctica contra el paludismo en la provincia de Cáceres (1922). *Informe general*. *Archivos del Instituto Nacional de Higiene Alfonso XIII*, **2**(2): 95-151.
83. BUEN S, DE., 1935. Contribución de los Servicios Antipalúdicos al conocimiento de la biología de los anofeles. *Medicina de los Países Cálidos*, **8**: 574-593.

84. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2008. Malaria en España: Aspectos entomológicos y perspectivas de futuro. *Revista Española de Salud Pública*, **82**(5): 467-479.
85. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009a. La creciente amenaza de las invasiones biológicas de mosquitos sobre la salud pública española. *Enfermedades emergentes*, **11**(1): 30-35.
86. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009b. Artrópodos con interés vectorial en la Salud Pública en España. *Revista Española de Salud Pública*, **83**: 201-214.
87. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010a. ¿Pueden la malaria y el dengue reaparecer en España?. *Gaceta Sanitaria*, **24**(4): 347-353.
88. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010b. New anopheline records from the Valencian Autonomous Region of Eastern Spain (Diptera: Culicidae: Anophelinae). *European Mosquito Bulletin*, **28**: 148-156.
89. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010c. Crónicas del arroz, mosquitos y paludismo en España: el caso de la provincia de Valencia (S. XVIII-XX). *HISPANIA, Revista Española de Historia*, **236**(70): 687-708.
90. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010d. *Aedes albopictus* (Skuse, 1894): current status and records of an important invasive mosquito species in Spain. *Boletín de Malariología y Salud Ambiental*, **50**(1): 139-143.
91. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010e. Revisión y datos nuevos de *Aedes vittatus* (Bigot, 1861) para España (Diptera: Culicidae). *Universidad de Salamanca, Dugesiana*, **17**(2): 143-144.
92. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010f. Situación actual en España y eco-epidemiología de las arbovirosis transmitidas por mosquitos culícidos (Diptera: Culicidae). *Revista Española de Salud Pública*, **84**: 255-269.
93. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011a. *Anopheles plumbeus* Stephens, 1828: a neglected malaria vector in Europe. *Malaria Reports*, **1**(2): 2-6.
94. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011b. First confirmed record of *Ochlerotatus mariaae* (Sergent & Sergent, 1903) in the Balearic Islands (Spain) and its significance in local mosquito control programmes. *European Mosquito Bulletin*, **29**: 82-87.
95. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011c. Differences in mosquito (Diptera: Culicidae) biodiversity across varying climates and land-use categories in Eastern Spain. *Entomologica Fennica*, **22**: 190-198.

96. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011d. Establecimiento de elementos predictivos acerca de la ocurrencia de mosquitos culícidos (Diptera: Culicidae). *Revista Colombiana de Entomología*, **37**(1): 84-90.
97. BUENO MARÍ, R., 2011. *Bioecología, diversidad e interés epidemiológico de los culícidos mediterráneos (Diptera: Culicidae)*. [Tesis Doctoral]. Servei de Publicacions de la Universitat de València. 423 pp. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10803/52158>
98. BUENO MARÍ, R., 2012a. *Primer estudio integral de los mosquitos (Diptera, Culicidae) de La Rioja*. Instituto de Estudios Riojanos (IER). 100 pp. **[publicación de difusión restringida]**.
99. BUENO MARÍ, R., 2012b. *Estudio de receptibilidad del paludismo en la comarca del Somontano de Barbastro*. Centro de Estudios del Somontano de Barbastro. 87 pp. **[publicación de difusión restringida]**.
100. BUENO MARÍ, R. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012c. Study of the malariogenic potential of Eastern Spain. *Tropical Biomedicine*, **29**(1): 39-50.
101. BUENO MARÍ, R., BERNUÉS BAÑERES, A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012a. Updated checklist and distribution maps of mosquitoes (Diptera: Culicidae) of Spain. *European Mosquito Bulletin*, **30**: 91-126.
102. BUENO MARÍ, R., BERNUÉS BAÑERES, A., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010c. Nuevos datos de *Uranotaenia unguiculata* Edwards, 1913 (Diptera: Culicidae) para la Península Ibérica. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **46**: 613-614.
103. BUENO MARÍ, R., BERNUÉS BAÑERES, A., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2012b. Entomological surveillance in a recent autochthonous malaria area of Spain. *Journal of Vector Borne Diseases*, **49**: 45-47.
104. BUENO MARÍ, R., BERNUÉS BAÑERES, A., CHORDÁ OLMOS, F.A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2011. Aportaciones al conocimiento de la distribución y biología de *Anopheles algeriensis* Theobald, 1903 en España. *Boletín de Malaria y Salud Ambiental*, **1**(51): 93-96.
105. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., BERNUÉS BAÑERES, A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2009. Aportaciones al conocimiento de los mosquitos (Diptera, Culicidae) de alta montaña presentes en la Península Ibérica. *Pirineos*, **164**: 49-68.
106. BUENO MARÍ, R., CHORDÁ OLMOS, F.A., BERNUÉS BAÑERES, A. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010a. Detección de *Aedes albopictus* (Skuse, 1894) en

- Torrevecija (Alicante, España). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **33**(3-4): 529-532.
107. BUENO MARÍ, R., CORELLA LÓPEZ, E. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2010b. Culicidofauna (Diptera: Culicidae) presente en los distintos enclaves hídricos de la ciudad de Valencia (España). *Revista Colombiana de Entomología*, **36**(2): 235-241.
108. BUENO MARÍ, R., RUEDA SEVILLA, J., BERNUÉS BAÑERES, A., LACOMBA ANDUEZA, I. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2008. Contribución al conocimiento de las poblaciones de culicidos (Diptera, Culicidae) presentes en el “Marjal dels Moros” (Valencia). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*. **32**(3-4): 351-365.
109. BUSQUETS, N., ALBA, A., ALLEPUZ, A., ARANDA, C. & NÚÑEZ, J.I., 2008. Usutu Virus sequences in *Culex pipiens* (Diptera: Culicidae), Spain. *Emerging Infectious Diseases*, **14**(5): 861-862.
110. CALISTRI, P., GIOVANNINI, A., SAVINI, G., MONACO, F., BONFANTI, L., CEOLIN, C., TERREGINO, C. & TAMBA, M., 2010. West Nile virus transmission in 2008 in North-Eastern Italy. *Zoonoses and Public Health*, **57**: 211-219.
111. CÁMARA P., DE LA., 1934. El paludismo de los Deltas. *Medicina de los Países Cálidos*, **7**: 26-29.
112. CANCRINI, G., FRANGIPANE DI REGALBONO, A., RICCI, I., TESSARIN, C., GABRIELLI, S. & PIETROBELLI, M., 2003. *Aedes albopictus* is a natural vector of *Dirofilaria immitis* in Italy. *Veterinary Parasitology*, **118**: 195-202.
113. CANCRINI, G., MAGI, M., GABRIELLI, S., ARISPICI, M., TOLARI, F., DELL'OMODARME, M. & PRATI, M.C., 2006. Natural vectors of dirofilariasis in rural and urban areas of the tuscan region, central Italy. *Journal of Medical Entomology*, **43**: 574-579.
114. CANCRINI, G., PIETROBELLI, M., FRANGIPANE DI REGALBONO, A.F., TAMPIERI, M.P. & DELLA TORRE, A., 1995. Development of *Dirofilaria* and *Setaria* nematodes in *Aedes albopictus*. *Parassitologia*, **37**: 141-145.
115. CANO, E., DEL TÍO, R. & MARTÍNEZ, J.L., 2007. Modelo fenológico de *Ochlerotatus caspius* (Pallas, 1771) (Diptera; Culicidae) en las marismas de Huelva (España). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural, Sección de Biología*, **102**(1-4): 29-34.
116. CARPENTER, S.J. & LACASSE, W.J., 1955. *Mosquitoes of North America (North of Mexico)*. University of California Press, Berkeley and Los Angeles. 360 pp.

117. CARRASCAL, L.M. & PALOMINO, D., 2006. Rareza, estatus de conservación y sus determinantes ecológicos. Revisión de su aplicación a escala regional. *Graellsia*, **62**: 523-538 (número extraordinario).
118. CARRILLO, E., IGLESIAS, B., GÓMEZ, J., GUINOVART, G. & CABEZOS, J., 2004. Cribaje de microfilariasis sanguínea (*Loa loa*) en la población inmigrante de zonas endémicas. *Revista Española de Salud Pública*, **78**: 623-630.
119. CASTILLO MIRALBÉS, M., 2001. Artrópodos presentes en la carroña de cerdos en la Comarca de La Litera (Huesca). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **28**: 133-140.
120. CASTILLO, J.A., LUCIENTES, J., ESTÉVEZ, C. & GORTÁZAR, C., 1989. *Epidemiología de la dirofilariasis en Zaragoza I. Estudio de la seroprevalencia en perro y zorro y su interrelación*. VI Congreso Nacional y I Ibérico de Parasitología, Cáceres.
121. CEBALLOS, G., 1925. Himenópteros de España. Familia Ichneumonidae. *Memorias de la Real Academia de las Ciencias (Madrid)*, **31**: 293 pp.
122. CHAO, A., 1984. Nonparametric estimation of the number of classes in a population. *Scandinavian Journal of Statistics*, **11**: 265-270.
123. CHASTEL, C., COUATAR, ANACH, A., LAY, G., LE GUIGUEN, C., LINN, I., HARDY, E., HART, R. & BEAUCOURNU, J.C., 1985. Arbovirus infections in small mammals in Armonique Park (Brittany) and around Exeter (Great Britain): comparative serological surveys. *Bulletin de la Société Française de Parasitologie*, **1**: 79-82.
124. CHINAEV, P.P., 1964. On the fauna and ecology of Culicidae in the Amu-Darya delta. *Zoolicheskii Zhurnal*, **43**(12): 1816-1821.
125. CHRISTENSON, B., 1984. An outbreak of tularemia in the northern part of central Sweden. *Scandinavian Journal of Infectious Diseases*, **16**: 285-290.
126. CHRISTOPHERS, S.R., 1929. Notes on a collection of anopheline and culicine mosquitoes from Madeira and the Canary Islands. *Indian Journal of Medical Research*, **17**: 518-530.
127. CHRISTOPHERS, S.R., 1960. *Aedes aegypti (L.) the Yellow Fever Mosquito: its life history, bionomics and structure*. Cambridge University Press, Cambridge. 738 pp.
128. CLAVERO, G. & OLAVARRÍA, J., 1944. Notas sobre el hallazgo de *Anopheles algeriensis* Theobald, 1903, en Escombreras (Murcia). Coexistencia de las variedades *atroparvus* y *labranchiae* en dicha localidad. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **18**: 625-628.

129. CLAVERO, G. & ROMEO VIAMONTE, J.M., 1945. Nota sobre el *Anopheles (myzomyia) hispaniola* Theo. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**: 289-291.
130. CLAVERO, G. & ROMEO VIAMONTE, J.M., 1946. Hallazgo de *Anopheles (Myzomyia) multicolor* Cambouliou en España. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **20**(2): 1001-1011.
131. CLAVERO, G. & ROMEO VIAMONTE, J.M., 1947. Algunos datos sobre el anofelismo de las provincias de Murcia y Almería. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **21**: 7-13.
132. CLAVERO, G. & ROMEO VIAMONTE, J.M., 1948a. Notas sobre la distribución de *Anopheles algeriensis* Theo. En España. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **22**: 101-104.
133. CLAVERO, G. & ROMEO VIAMONTE, J.M., 1948b. El paludismo en las huertas de Murcia y Orihuela. Ensayos de aplicación de los insecticidas modernos, D.D.T. Y 666, en la lucha antipalúdica. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **22**: 199-228.
134. CLAVERO, G., 1945. Cuatro especies de *Aedes* nuevas para España (Dip. Cul.). *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**: 449-453.
135. CLAVERO, G., 1946. Aedinos de España. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **20**: 1205-1232.
136. CLAVERO, G., 1947. *Aedes (Finlaya) eatoni* Theobald, nuevo aedino tinerfeño. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **21**: 429-432.
137. CLAVERO, G., 1950. La lucha antipalúdica en España. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **24**: 151-154.
138. CLEMENTS, A.N., 1963. *The physiology of mosquitoes*. Macmillan Company. New York, 393 pp.
139. CLEMENTS, A.N., 1992. *The biology of mosquitoes: Development, Nutrition and reproduction* (Vol. 1). Chapman & Hall, London, 509 pp.
140. COBELENS, F.G., GROEN, J., OSTERHAUS, A.D., LEENTVAAR KUIPERS, A., WERTHEIM VAN DILLEN, P.M. & KAGER, P.A., 2002. Incidence and risk factors of probable dengue virus infection among Dutch travellers to Asia. *Tropical Medicine and International Health*, **7**: 331-338.
141. COHEN, J.E., 1968. Alternative derivations of a species abundance relation. *American Nature*, **102**: 165-172.
142. COLLANTES, F. & DELGADO, J.A., 2011. Primera cita de *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) en la Región de Murcia. *Anales de Biología*, **33**: 99-101.

143. COLLINS, W.E. & JEFFERY, G.M., 2007. *Plasmodium malariae*. parasite and disease. *Clinical Microbiology Reviews*, **20**(4): 579-592.
144. COLUZZI, M. & BULLINI, L., 1971. Enzyme variants as markers in the study of pre-copulatory isolating mechanisms. *Nature*, **231**: 455-456.
145. COLUZZI, M., 1962. Le forme di *Anopheles claviger* Mg. indicate con i nomi *missirolii* e *petraghani*, sono due specie riproduttive isolate. Accademia Nazionale dei Lincei. *Rendiconti della Classe di Scienze Fisiche, Matematiche e Naturale*, **25**: 123-128.
146. COLWELL, R.K. & CODDINGTON, J.A., 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London, Series B*, **345**: 101-118.
147. CONTRERAS POZA, L., 1945. Nota previa sobre la existencia de *Myzomyia hispaniola* (Theo.) en la Sierra de Guadarrama. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**: 47-49.
148. CONTRERAS POZA, L., 1971. Aportación al estudio de los artrópodos de interés sanitario. Los culícidos en Guipúzcoa. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **45**: 887-900.
149. CORNELL, H.V. & LAWTON, J.H., 1992. Species interactions, local and regional processes, and limits to the richness of ecological communities: a theoretical perspective. *Journal of Animal Ecology*, **61**: 1-12.
150. CRANSTON, P.S., RAMSDALE, C.D., SNOW, K.R. & WHITE, G.B., 1987. Key to the adults, larvae and pupae of british mosquitoes (Culicidae). *Freshwater Biological Association Scientific Publications*, **48**: 152 pp.
151. CUADROS, J., CALVENTE, M.J., BENITO, A., ARÉVALO, J., CALERO, M.A., SEGURA, J. & RUBIO, J.M., 2002. *Plasmodium ovale* Malaria Acquired in Central Spain. *Emerging Infectious Diseases*, **8**(12): 1506-1508.
152. CURTO, X., 1990. *Contribució a l'estudi dels Culícids del Delta de l'Ebre*. [Tesina de Llicenciatura]. Universitat de Barcelona, Facultat de Farmàcia. 250 pp.
153. DADD, R.H., 1980. Essential fatty acids for the mosquito *Culex pipiens*. *Journal of Nutrition*, **110**(6): 1152-1160.
154. DAHL, C., 2000. *Feeding in nematoceran larvae: ecology, behavior, mechanisms and principles*. Proceedings of the 13th European SOVE Meeting, Ankara (CAGLAR, S.S., ALTEN, B. & ÖZER, N., editors), Society of Vector Ecology, 21-27 pp.
155. DAHL, C., WIDAHL, L.E. & NILSSON, C., 1988. Functional analysis of the suspension feeding system in mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Annals of the Entomological Society of America*, **81**: 105-127.

156. DANIELOVA, V., 1992. *Relationships of mosquitoes to Tahyna virus as determinant factors of its circulation in nature*. Academia Publishing House of the Czechoslovak Academy of Science, Prague. 102 pp.
157. DARSIE, R.F. & SAMINADOU VOYADJOGLOU, A., 1997. Keys for the identification of the mosquitoes of Greece. *Journal of the American Mosquito Control Association*, **13** (3): 247-254.
158. DAVIS, E.E. & SOKOLOVA, P.G., 1975. Temperature response of the antennal receptors in the mosquito *Aedes aegypti*. *Journal of Comparated Physiology*, **96**: 223-236.
159. DE BUCK, A., SCHOUTE, E. & SWELLENGREBEL, N.H., 1934. Crossbreeding experiments with dutch and foreign races of *Anopheles maculipennis*. *Rivista di Malariologia*, **13**: 237-263.
160. DELACOUR ESTRELLA, S., BRAVO MINGUET, D., ALARCÓN ELBAL, P.M., BENGEOA, M., CASANOVA, A., MELERO ALCÍBAR, R., PINAL, R., RUIZ ARRONDO, I., MOLINA, R., & LUCIENTES, J., 2010. Detección de *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) (Diptera: Culicidae) en Benicàssim. Primera cita para la provincia de Castellón (España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **47**: 440.
161. DELACOUR ESTRELLA, S., RUIZ ARRONDO, I., ALARCÓN ELBAL, P.M., PINAL, R., ESTRADA, R., MELERO ALCÍBAR, R., MOLINA, R. & LUCIENTES, J., 2011. *Nuevas aportaciones al conocimiento de la culicidofauna de Navarra* (Comunicación presentada al las XXVIII Jornadas de la Asociación Española de Entomología, La importancia económica de los artrópodos, Universidad de León, Ponferrada, 2011). Libro de resúmenes, pág. 95.
162. DELACOUR, S., ALARCÓN ELBAL, P., BENGEOA, M., MELERO ALCÍBAR, R., PINAL, R., RUIZ ARRONDO, I., MOLINA, R. & LUCIENTES, J., 2009. *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) primera cita en Torrevecija (Alicante, España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **45**: 518.
163. DEMBA SY, M., REMUS ZAMFIRESCU, S., THIAM, N. & PALANCA SOLER, A., 2005. Diversity of mosquitoes in a semiarid environment from San Juan del Flumen (Los Monegros, Huesca, Spain) (Diptera, Culicidae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **29**(3-4): 23-33.
164. DÍAZ FLORES, A. & GIL COLLADO, J., 1930. Contribución a la biología del *Anopheles maculipennis* Meig. Influencia de ciertos factores sobre el número total y relativo de machos y hembras. *Medicina de los Países Cálidos*, **3**: 193-198.
165. DÍAZ FLORES, A. & GIL COLLADO, J., 1932. Sobre la biología de la *Myzomyia hispaniola* en Alcolea. *Medicina de los Países Cálidos*, **5**: 7-13.

166. DIRECCIÓN GENERAL SANITARIA (DGS), 1927. *Informe sobre viaje a España de la comisión del paludismo de la Organización de Higiene de la Sociedad de Naciones*. Publicaciones de la Dirección General Sanitaria.
167. DOMINGO, C., COLLADO, X., FALCÓN, A., LEDESMA, J., NEGREDO, A., POZO, F., ROIZ, D., VÁZQUEZ, A. & VÁZQUEZ, S., 2007. Virus importados en nuestro ámbito sanitario: situación actual y riesgos de futuro. *Virología*, **12**: 7-35.
168. DOMÍNGUEZ, A. & DOMÍNGUEZ, M., 1948. Nota sobre la distribución del *Anopheles (Myzomyia) multicolor* en Murcia. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **22**: 1042-1045.
169. DORVILLÉ, L.F.M., 1996. Mosquitoes as bioindicators of forest degradation in southern Brazil, a statistical evaluation of published data in the literature. *Studies on Neotropical Fauna and Environment*, **31**: 68-78.
170. DUA, V.K., PANDEY, A.C., RAI, S. & DASH, A.P., 2007. Larvivorous activity of *Poecilia reticulata* against *Culex quinquefasciatus* larvae in a polluted water drain in Hardwar, India. *Journal of the American Mosquito Control Association*, **23**: 481-483.
171. DYAR, H.G., 1903. *Culex atropalpus* Coquillet. *Entomological News*, **14**: 180-182.
172. EAGER, J.M., 1902. Yellow Fever in France, Italy, Great Britain and Austria and bibliography of Yellow Fever in Europe. *Yellow Fever Institute Bulletin*, **8**: 25-35.
173. EDWARDS, F.W., 1921. A revision of the Mosquitoes of the Palearctic Region. *Bulletin of Entomological Research*, **12**(3): 263-351.
174. EDWARDS, F.W., 1932. *Genera Insectorum. Diptera, Fam. Culicidae*. Fascicle 194. Desmet-Verteneuil, Brussels.
175. EIROS BOUZA, J.M., HERNÁNDEZ, B., LABAYRU, C., VEGA, T. & RUIZ COSÍN, C., 2002. *Tularemia: experiencia desde Castilla y León*. En: PICAZO, J., BOUZA, E. (editores), *Infección 2002*, 1ª edición. 243-266 pp.
176. ELDRIDGE, B.F. & EDMAN, J.D., 2000. *Medical entomology*. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, Boston, London. 659 pp.
177. ELIASSON, H., LINDBACK, J., NUORTI, P., ARENEBORN, M., GIESECKE, J. & TEGNALL, A., 2002. The 2000 tularemia outbreak: a case control-study of risk factors in disease-endemic and emergent areas, Sweden. *Emerging and Infectious Diseases*, **8**: 956-960.
178. ELVIRA, J., 1930. Nota acerca de los culícidos encontrados en la cuenca del Ebro. *Medicina de los Países Cálidos*, **3**(1): 63.

179. ELVIRA, J., 1931. Nota sobre el hallazgo en la cuenca del Ebro del *Anopheles hyrcanus* var. *pseudopictus*. *Medicina de los Países Cálidos*, **4**: 51.
180. ENCINAS GRANDES, A., 1978. *Los mosquitos (Dip. Culicidae) del área salmantina y sus relaciones con plasmodios aviarios P. relictum y P. cathemerium*. [Tesis Doctoral]. Departamento de Parasitología del Centro de Edafología y Biología Aplicada, Salamanca.
181. ENCINAS GRANDES, A., 1979. *Datos sobre la biología de algunos Aedes salmantinos II*. Congreso Nacional de Parasitología, León, 1-4 octubre. 145 pp.
182. ENCINAS GRANDES, A., 1982. *Taxonomía y biología de los mosquitos del área salmantina (Diptera, Culicidae)*. [Tesis Doctoral]. CSIC. Centro de edafología y Biología aplicada. Ed. Universidad de Salamanca, 437 pp.
183. ERITJA, R., ARANDA, C. & BÁEZ, M., 2002. *Culicidae*. En: CARLES TOLRÁ, M., Catálogo de los Díptera de España, Portugal y Andorra. *Sociedad Entomológica Aragonesa*, Zaragoza: 45-47.
184. ERITJA, R. & M. GOULA, 1999. Anàlisi sobre dos ecotipus de *Culex (Culex) pipiens* Linnaeus, 1758 (Diptera: Culicidae) al Baix Llobregat. *Butlletí de la Institució Catalana d'Història Natural*, **67**: 21-38.
185. ERITJA, R., ARANDA, C., PADRÓS, J., GOULA, M., LUCIENTES, J., ESCOSA, R., MARQUÉS, E. & CÁCERES, S., 2000. An annotated checklist and bibliography of the mosquitoes of Spain (Diptera: Culicidae). *European Mosquito Bulletin*, **8**: 10-18.
186. ESTELLÉS, J. & MULERO, J., 1949. La lucha antimosquito en un aeropuerto. *Archivos de Medicina Quirúrgica y del Trabajo*, Tomo **3**, 13 pp.
187. FENG, L.C., 1938. A critical review of literature regarding the records of mosquitoes in China. *Peking Natural History Bulletin*, **12**: 139-181.
188. FERNÁNDEZ, J.M., 1946. *Anopheles* del subgénero *Myzomyia* de Tenerife. *Graellsia*, **4**(19): 19-23.
189. FERNÁNDEZ, J.M., 1947. Entomología médica. *Graellsia*, **5**(1): 25-30.
190. FERNÁNDEZ, J.M., 1951. *Anopheles (Myzomyia) hispaniola* Theo. en la isla de Palma. *Graellsia*, **9**: 81-87.
191. FIGUEROLA, J., SORIGUER, R., ROJO, G., GÓMEZ TEJEDOR, C. & JIMÉNEZ CLAVERO, M.A., 2007. Seroconversion in wild birds and local circulation of West Nile virus, Spain. *Emerging Infectious Diseases*, **13**(12): 1915-1917.

192. FISHER, R.A., CORBET, A.S. & WILLIAMS, C.B., 1943. The relation between the number of species and the number of individuals in a random sample of an animal population. *Journal of Animal Ecology*, **12**: 42-58.
193. FORATTINI, O.P., 1996. *Princípios gerais morfologia glossario taxonomico. Culicidologia medica*. Vol. 1. Editora da Universidade de Sao Paulo-Edusp, 548 pp.
194. FORMAN, R.T., 1995. Some general principles of landscape and regional ecology. *SPB Academic Publishing*, **10**(3): 133-142.
195. FRANCO ÁLVAREZ DE LUNA, F., GIMÉNEZ ALMENARA, G., VIDAL, E. & CASAL, M., 2007. Paciente procedente de la República del Congo con dolor ocular intermitente. *Enfermedades Infecciosas y Microbiología Clínica*, **25**(3): 215-216.
196. FRANCY, D.B., JAENSON, T.G.T., LUNDSTRÖM, J.O., SCHILDT, E.B., ESPMARK, A., HENRIKSSON, B. & NIKLASSON, B., 1989. Ecologic studies of mosquitoes and birds as hosts of Ockelbo virus in Sweden, and isolation of Inkoo and Batai viruses from mosquitoes. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **41**: 355-363.
197. FREY, R., 1936. Die Dipterenfauna der Kanarischen Inseln und ihre probleme. *Societas Scientarum Fennica Commentationes Biologie*, **6**(1): 1-236.
198. FUENTES, I., CASALES, A., ROS, J.M., SANSANO, C., GONZÁLEZ ARRIBAS, J.L. & ALVAR, J., 1994. Human subcutaneous dirofilariosis caused by *Dirofilaria repens* in Ibiza, Spain. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **51**: 401-404.
199. GAFFIGAN, T. & PECOR, J., 1997. *Collecting, rearing, mounting and shipping mosquitoes*. The Walter Reed Biosystematics Unit, Division of Entomology, Walter Reed Army Institute of Research. Disponible en: <http://wrbu.si.edu/techniques.html>
200. GALLARDO MAYENCO, A., BAENA, M., BELQAT, B., CASTRO, A., LÓPEZ, S., PUJANTE, A. & RUIZ, A., 2008. Aportaciones al listado de especies de macroinvertebrados acuáticos en el Campo de Gibraltar: El arroyo Guadalquítón, ¿Un cauce a conservar?. *Almoraima*, **37**: 9-25.
201. GÁLLEGO BERENGUER, J., 2006. *Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos de interés sanitario*. Publicaciones y ediciones de la Universidad de Barcelona (Universitat; 31). 517 pp.
202. GALLIARD, H., 1928. Contribution a l'étude des Culicides d'Espagne. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparee*, Paris, **6**: 206-210.
203. GARCÍA BOCANEGRA, I., JAÉN TÉLLEZ, J.A., NAPP, S., ARENAS MONTES, A., FERNÁNDEZ MORENTE, M., FERNÁNDEZ MOLERA, V.

- & ARENAS, A., 2011. Monitoring of the West Nile Virus epidemic in Spain between 2010 and 2011. *Transboundary and Emerging Diseases*. Artículo accesible en: <http://onlinelibrary.wiley.com/store/10.1111/j.1865-1682.2011.01298.x>
204. GARCÍA CALDER-SMITH, J.R., 1966. *Estudio de los Culicidos de Barcelona y su provincia*. [Tesis Doctoral]. Departamento de Parasitología de la Facultad de Farmacia. Universidad Central, Barcelona, 193 pp.
205. GARCÍA ORCOLLEN, J., 1970. Aspectos de la sanidad española en el año 1969. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **74**: 3-5.
206. GARCÍA SASTRE, L., 1945. Notas sobre el paludismo en la Isla de Gran Canaria. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**: 257-271.
207. GARCÍA VALDECASAS, A., BELLO, E. & BECERRA, J.M^a., 1994. *Directorio de Taxónomos*. Graellsia, Monografías 1. Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC, Madrid.
208. GARCÍA, R., DES ROCHERS, B. & TOZER, W., 1981. Studies on *Bacillus thuringiensis* var. *israeliensis* against mosquito larvae and other organisms. *Proceedings of the Californian Mosquito and Vector Control Association*, **49**: 25-29.
209. GARNHAM, P.C.C., 1988. *Malaria parasites of man: life-cycles and morphology (excluding ultrastructure)*. En: WERNSDORFER, W.H. & MCGREGOR, I. (editors), *Malaria principles and practice of malariology*. Churchill Livingstone (Edinburgh), **1**: 61-96.
210. GARRET, M. & BRADLEY, T.J., 1984. The pattern of osmotic regulation in larvae of the mosquito *Culiseta inornata*. *Journal of Experimental Biology*, **113**: 133-141.
211. GENERALITAT VALENCIANA (GVA), 2002. *Conselleria de Medi Ambient. Catálogo de Zonas Húmedas de la Comunidad Valenciana*. 15 pp. Disponible en: <http://cma.gva.es/web/indice.aspx?nodo=922&idioma=C>
212. GENERALITAT VALENCIANA (GVA), 2003. *Conselleria de Territori i Habitatge. Hàbitats prioritarios de la Comunidad Valenciana*. 222 pp.
213. GENERALITAT VALENCIANA (GVA), 2006. *Conselleria de Medi Ambient, Aigua, Urbanisme i Habitatge. Parcs Naturals de la Comunitat Valenciana*, 21 pp. Disponible en: <http://www.cma.gva.es/web/indice.aspx?nodo=70969&idioma=C>
214. GIGLIOLI, M.E.C., 1964. Tides, salinity and the breeding of *Anopheles melas* (Theobald, 1903) during the dry season in the Gambia. *Rivista di Malariologia*, **43**: 245-263.

215. GIL COLLADO, J. & CARTAÑA CASTELLA, R., 1934. Un caso interesante de emigración orientada del *Anopheles maculipennis* durante la época invernal. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **9**: 23-33.
216. GIL COLLADO, J. & NIÑO ASTUDILLO, J., 1933. El *Anopheles maculipennis* Meig. en sus cobijos en pleno campo. Nota preliminar. *Medicina de los Países Cálidos*, **6**: 1-4.
217. GIL COLLADO, J., 1926. Lista de algunos culícidos de España. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural*, **26**: 345-349.
218. GIL COLLADO, J., 1927. *Los insectos hematófagos y transmisores de enfermedades*. Publicaciones de la Dirección General Sanitaria. 48 pp.
219. GIL COLLADO, J., 1929. Anofelismo en el Delta del Ebro. *Medicina de los Países Cálidos*, **2**: 436.
220. GIL COLLADO, J., 1930a. Datos actuales sobre la distribución geográfica de los culícidos españoles. *EoS*, **6**: 329-347.
221. GIL COLLADO, J., 1930b. Las formas de *Anopheles maculipennis* y la transmisión del paludismo. Conferencias y Resoluciones Científicas. *Real Sociedad Española de Historia Natural*, **5**(3-4): 195-198.
222. GIL COLLADO, J., 1932a. *Datos entomológicos*. Memorias de la Comisión Central Antipalúdica. 322-337 pp.
223. GIL COLLADO, J., 1932b. La hibernación del *Anopheles maculipennis* en jaulas experimentales. *Medicina de los Países Cálidos*, **5**: 1-6.
224. GIL COLLADO, J., 1933. *Distribución de los insectos hematófagos en España*. Primer Congreso Nacional de Sanidad, Madrid. 96-106 pp.
225. GIL COLLADO, J., 1935a. Nuevos datos sobre la distribución del *Aedes (Stegomyia) vittatus* en España con algunas consideraciones acerca de su biología. *Medicina de los Países Cálidos*, **8**: 61-64.
226. GIL COLLADO, J., 1935b. *Quelques Considérations sur les Gîtes larvaires des Culicides espagnols*. Comptes Rendus du XII Congrès International de Zoologie, Lisbonne, **3**: 2065-2078.
227. GIL COLLADO, J., 1937. Répartition Géographique des variétés d' *Anopheles maculipennis* en Espagne, avec des brèves considérations sur leur biologie. *Diptera*, **9**: 156-170.
228. GIL COLLADO, J., 1940. Sobre los biotipos (razas) españolas del *Anopheles maculipennis*. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **14**(1): 26-32.

229. GIL COLLADO, J., 1954. Orientaciones actuales sobre la sistemática del complejo *maculipennis* del género *Anopheles*. *Medicina Colonial*, **24**: 219-230.
230. GIL COLLADO, J., 1959. El *Anopheles plumbeus* Staeg. y otros mosquitos arborícolas de Madrid. *Revista de Medicina Tropical*, **35**: 516-520.
231. GIL SETAS, A., PÉREZ SALAZAR, M., NAVASCUÉS, A., RODRÍGUEZ ELETA, F., CEBAMANOS, J.A. & RUBIO, M.T., 2010. Coinfección por dos filarias (*Loa loa* y *Mansonella perstans*) en una paciente proveniente de Guinea. *Anales del Sistema Sanitario de Navarra*, **33**(2): 227-231.
232. GILLET, J.D., 1955. The inherited basis of variation in the hatching-response of *Aedes* eggs. *Bulletin of Entomological Research*, **46**(2): 255-265.
233. GILLET, J.D., 1983. Abdominal pulses in newly emerged mosquitoes *Aedes aegypti*. *Mosquito News*, **43**: 359-361.
234. GJULLIN, C.M. & EDDY, G.W., 1972. *The mosquitoes of the northwestern United States*. United States Department of Agricultural Research Service (Washington). Vol. 1447, 111 pp.
235. GLIGIC, A. & ADAMOVIC, Z.R., 1976. Isolation of Tahyna virus from *Aedes vexans* mosquitoes in Serbia. *Mikrobiologija* **13**(2): 119-129.
236. GLOWKA, L., BURHENNE GUILMIN, F. & SYNGE, H., 1996. *Guía del convenio sobre la diversidad biológica*. International Union for Conservation of Nature and Natural Resources. UICN ed. 179 pp.
237. GONZÁLEZ, G., MILLET, X., PRAT, N. & PUIG, M.A., 1983. Culicids (Diptera: Culicidae) del Baix Llobregat. *Butlletí de l'Institut Català d'Història Natural*, **49**(Sec. Zool., 5): 119-122.
238. GORTÁZAR, C., CASTILLO, J.A., LUCIENTES, J., BLANCO, J.C., ARRIOLABENGOS, A. & CALVETE, C., 1994. *Journal of Wildlife Diseases*, **30**(4): 545-547.
239. GORTÁZAR, C., VILLAFUERTE, R., LUCIENTES, J. & FERNÁNDEZ DE LUCO, D., 1998. Habitat related differences in helminth parasites of red foxes in the Ebro valley. *Veterinary Parasitology*, **80**: 75-81.
240. GRAELLS, M., DE LA PAZ, 1842. Description d'une nouvelle espèce du genre *Dasytes*. *Annales de la Société entomologique de France*, **11**: 221-223.
241. GRAELLS, M., DE LA PAZ, 1849a. Description d'un Lépidoptère nouveau de la tribu des Saturnides, appartenant à la Faune entomologique centrale de l'Espagne. *Annales de la Société entomologique de France*, **8**: 241-245.

242. GRAELLS, M., DE LA PAZ, 1849b. Description d'un Lépidoptère nouveau de la tribu des Saturnides, appartenant à la Faune entomologique espagnole. *Reviste et Magazine du Zoologie, Guérin-Menéville*, **1**: 601-602.
243. GRAELLS, M., DE LA PAZ, 1852. Descripción de algunos insectos nuevos, pertenecientes a la fauna centra de España. *Real Academia de las Ciencias Exactas, Físicas y Naturales (Madrid)* **1**(2): 109-163.
244. GRAMICCIA, G., 1954. *Anopheles claviger* in the Middle East. *Bulletin of the World Health Organization*, **11**: 816-821.
245. GREWAL, P.S., EHLERS, R.U. & SHAPIRO ILAN, D.I., 2005. *Nematodes as biocontrol agents*. CABI Publishing, Massachusetts, USA. 43 pp.
246. GUBLER, D.J., 2002. The global emergence/resurgence of arboviral diseases as public health problems. *Archives of Medical Research* **33**: 330-342.
247. GUBLER, D.J., 2006. Human arbovirus infections worldwide. *Annals of the New York Academy of Sciences*, **951**: 13-24.
248. GUERRERO, J., ROJO, F. & RÓDENAS, A., 1989. Estudio de la incidencia de la enfermedad del gusano del corazón en la población canina española. *Medicina Veterinaria*, **6**: 217-220.
249. GUTIÉRREZ, J., GUERRERO, J., RÓDENAS, A., CASTELLA, J., MUÑOZ, E., FERRER, D. & FLORIT, R., 1995. Evolución de *Dirofilaria immitis* en Cataluña. *Medicina Veterinaria*, **12**: 10.
250. GUTSEVICH, A.V., MONCHANDSKII, A.S. & SHTAKEL'BERG, A.A., 1971. Fauna of the U.S.S.R. Diptera, Mosquitoes, Family Culicidae. *Academy of Sciences of the USSR, Zoological Institute (Leningrad). New Series* **100**(3): 1-408.
251. GUTSEVICH, A.V., MONCHADSKII, A.S. & SHTAKEL'BERG, A.A., 1974. Fauna of the U.S.S.R. Family Culicidae. Leningrad. *Akademii Nauk SSSR Zoologicheskogo Instituta*, N° 100, **3**(4): 384 pp. English translation: Israel Program for Scientific Translations, Jerusalem. (Original in Russian printed in 1971).s
252. HACKET, L.W. & LEWIS, D.J., 1935. A new variety of *Anopheles maculipennis* in South Europe. *Rivista di Malariaologia*, **14**: 337-383.
253. HACKETT, L.W. & MISSIROLI, A., 1935. The varieties of *Anopheles maculipennis* and their relation to the distribution of malaria in Europe. *Rivista di Malariaologia*, **14**: 45-109.
254. HACKETT, L.W., 1937. *Malaria in Europe. An ecological study*. London: Oxford University Press, H. Milford, Vol. 336.

255. HALFTER, G., 1994. ¿Qué es la biodiversidad?. *Butlletí de la Institució Catalana d'Història Natural*, **62**: 5-14.
256. HAMMER, Ø., HARPER, D.A.T. & RYAN, P.D., 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*, **4**(1): 9. Disponible en: http://palaeo-electronica.org/2001_1/past/issue1_01.htm
257. HARBACH, R.E. & KITCHING, I.J., 1998 Phylogeny and classification of the Culicidae (Diptera). *Systematic Entomology*, **23**: 327–370.
258. HARBACH, R.E. & KNIGHT, K.L., 1980. *Taxonomists' Glossary of Mosquito Anatomy*. Plexus Publishing, Inc. 415 pp.
259. HARBACH, R.E. & KNIGHT, K.L., 1981. Corrections and Additions to Taxonomists' Glossary of Mosquito Anatomy. *Mosquito Systematics*, **13**(2): 201-217.
260. HARBACH, R.E., 1999. The identity of *Culex perexiguus* Theobald versus *Cx. univittatus* Theobald in Southern Europe. *European Mosquito Bulletin*, **4**: 7.
261. HARBACH, R.E., 2007. The Culicidae (Diptera): a review of taxonomy, classification and phylogeny. *Zootaxa*, **1668**: 591-638.
262. HARBACH, R.E., DAHL, C. & WHITE, G.B., 1985. *Culex (Culex) pipiens* Linnaeus (Diptera, Culicidae): concepts, type designations and description. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, **87**(1): 1-24.
263. HARPER, J.L. & HAWKSWORTH, D.L., 1994. Biodiversity: measurement and estimation. *Philosophical Transactions of the Royal Society of London, Series B*, **345**: 5-12.
264. HAYES, R.O., HOLDEN, P. & MITCHELL, C.J., 1971. Effects on ultra-low volume applications of malathion in Hale County, Texas IV. Arbovirus studies. *Journal of Medical Entomology*, **8**(2): 183-188.
265. HENDRICHSON, J.A., 1979. *The biological motivation for abundance models*. 263-274 pp. In: ORD, J.K., PATIL, G.P. & TAILLIE, C. (editors), *Statistical Distributions in Ecological Work*. International Co-operative Publications, Fairland, M.D.
266. HEYWOOD, V.H., 1994. The measurement of biodiversity and the politics of implementation. In: *Systematics and conservation evaluation. Systematics Association*, **50**: 15-22.
267. HILL, R.B., OLAVARRÍA, J. & RIVERA, J., 1935. Longitud del vuelo de *Anopheles maculipennis (atroparvus)*. *Medicina de los Países Cálidos*, **8**(1): 265-268.

268. HORSFALL, W.R., 1972. *Mosquitoes: Their bionomics and relation to disease*. Hafner Publishing Company, New York, 723 pp.
269. HORSFALL, W.R., FOWLER Jr., H.W., MORETTI, L.J. & LARSEN, J.R. ,1973. *The bionomics and embryology of the inland floodwater mosquito, Aedes vexans*. University Press 111, Urbana, Ill. 212 pp.
270. HOWE, R.W., 1967. Temperature effects on embryonic development in insects *Annual Review of Entomology*, **12**: 15-42.
271. HUBÁLEK, Z., KRIZ, B., MENNE, B. & BERTOLLINI, R., 2003. *West Nile virus: Ecology, epidemiology and prevention*. Unedited Technical Report of World Health Organization (WHO). 32 pp.
272. HUBÁLEK, Z., ZEMAN, P., HALOUZCA, J., JURICOVÁ, Z., STOVÍCKOVÁ, E., BÁLKOVÁ, H., SIKUTOVÁ, S. & RUDOLF, I., 2005. Mosquito-borne viruses, Czech Republic, 2002. *Emerging Infectious Diseases*, **11**(1): 116-118.
273. HUFFAKER, 1944. The temperature relations of the immature stages of the malarial mosquito, *Anopheles quadrimaculatus*, Say, with a comparison of the developmental power of constant and variable temperatures in insect metabolism. *Annals of the Entomological Society of America*, **37**: 1-27.
274. HURLBERT, S.H., 1971. The non-concept of species diversity: a critique and alternative parameters. *Ecology*, **54**: 427-432.
275. INSTITUTO NACIONAL DE ESTADÍSTICA (INE), 2011. *Cifras oficiales de población resultantes de la revisión del padrón municipal (31/12/2011)*. Disponible en: <http://www.ine.es/jaxi/tabla.do>
276. JAMES, H.G., 1966. Insect predators of univoltine mosquitoes in woodland pools of the precambrian shield in Ontario. *Canadian Entomology*, **98**: 550-555.
277. JAMES, M.T. & HARWOOD, R.F., 1969. *Hermsimedical entomology*. Macmillan Co., New York. 484 pp.
278. JIMÉNEZ CLAVERO, M.A., SOTELO, E., FERNÁNDEZ PINERO, J., LLORENTE, F., BLANCO, J.M., RODRÍGUEZ RAMOS, J., PÉREZ RAMÍREZ, E. & HÖFLE, U., 2008. West Nile virus in golden eagles, Spain, 2007. *Emerging Infectious Diseases*, **14**(9): 1489-1491.
279. JIMÉNEZ GÓMEZ, J. & PANIAGUA, V., 1934. Estado actual sobre nuestros conocimientos sobre la biología de *Myzomyia hispaniola*. *Medicina de los Países Cálidos*, **7**: 267-274.
280. JIMÉNEZ, A., 1971. *Historia de la Universidad Española*. Alianza Editorial S.A., Madrid. 522 pp.

281. JIMÉNEZ, A., CANO, E. & OCETE, M.E., 2001. Efecto de la mezcla de malatión-triclorfon y del extracto cetónico de capítulos de crisantemos sobre *Ephydra riparia* (Fall.), *Culiseta longiareolata* (Maquart, 1838) y *Cloëon dipterum* (Leach, 1815). *Boletín de Sanidad Vegetal y Plagas*, **27**: 527-530.
282. JOCQUE, M., VANSCHOENWINKEL, B. & BRENDONCK, L., 2010. Fresh water rock pools: a review of habitat characteristics, faunal diversity and conservation value. *Freshwater Biology*, **55**: 1587-1602.
283. JORDÁ LLONA, J.R., LÓPEZ SÁNCHEZ, S., RAMÍREZ UÑA, J. & MONTES, C., 1993. Culícidos (Diptera, Culicidae) del Parque Natural de Doñana. Aspectos faunísticos y ecológicos. *Anales de Biología*, **19**(Biología Ambiental 8): 93-104.
284. JUDSON, C.I., 1960. The physiology of hatching of aedine mosquito eggs: hatching stimulus. *Annals of the Entomological Society of America*, **53**(5): 688-691.
285. KARABATSOS, N., 1985. International catalogue of arboviruses. (3rd ed.). *American Society of Tropical Medicine and Hygiene* (San Antonio, Texas). 673-674 pp.
286. KAUFMANN, C. & BRIEGEL, H., 2004. Flight performance of the malaria vectors *Anopheles gambiae* and *Anopheles atroparvus*. *Journal of Vector Ecology*, **29**(1): 140-153.
287. KELLEN, W.R. & MEYERS, C.M., 1964. *Bacillus sphaericus* (Neide) as a pathogen of mosquitoes. *Journal of Invertebrate Pathology*, **7**: 442-448.
288. KEMPTON, R.A., 1979. Structure of species abundance and measurement of diversity. *Biometrics*, **35**: 307-322.
289. KINDT, R. & COE, R., 2005. *Tree diversity analysis: a manual and software for common statistical methods for ecological and biodiversity studies*. World Agroforestry Centre (ICRAF). Nairobi, Kenya. Disponible en: http://www.worldagroforestry.org/our_products/publications/
290. KNIGHT K.L. & LAFFOON, J.L., 1971. A mosquito taxonomic glossary V. Abdomen (except female genitalia). *Mosquito Systematics Newsletters*, **3**(1):8-24.
291. KNIGHT, K.L. & STONE, A., 1977. *A catalog of the mosquitoes of the World (Diptera: Culicidae)*. Second edition. Thomas Say Foundation, Supplement 6. 611 pp.
292. KNIGHT, K.L., 1978. *Supplement to A catalog of the mosquitoes of the World*. The Thomas Say Foundation, Supplement 6. 107 pp.
293. KNOZ, J. & VANHARA, J. 1982. The action of water management regulations in the region of South Moravia on the populations of haematophagous

- arthropods in lowland forests. *Scripta Facultatis Scientiarum Naturalium Universitatis Purkynianae Brunensis, Biologia*, **12**(7): 321-334.
294. KOENRADDT, C.J.M. & TAKKEN, W., 2003. Cannibalism and predation among larvae of the *Anopheles gambiae* complex. *Medical and Veterinary Entomology*, **17**(1): 61-66.
295. KÖGEL, F., 1984. *Die prädatoren der stechmückenlarven im ökosystem der rheinauen*. [Doctoral thesis], University of Heidelberg. 347 pp.
296. KOLEFF, P., GASTON, K.J. & LENNON, J.J., 2003. Measuring beta diversity for presence-absence data. *Journal of Animal Ecology*, **72**: 367-382.
297. KREBS, C.J., 1972. *Ecology. The experimental analysis of distribution and abundance*. Harper & Row Publications. 694 pp.
298. KREBS, C.J., 1989. *Ecological methodology*. Harper Collins Publications. 654 pp.
299. KUNO, G., CHANG, G.J., TSUCHIYA, K.R., KARABATSOS, N. & CROPP, B.B., 1998. Phylogeny of the genus Flavivirus. *Journal of Virology*, **72**: 73-83.
300. KURKELA, S., MANNI, T., MYLLYNEN, J., VAHERI, A. & VAPALAHTI, O., 2005. Clinical and laboratory manifestations of Sindbis virus infection: prospective study, Finland, 2002-2003. *Journal of Infectious Diseases*, **191**: 1820-1829.
301. KURKELA, S., RÄTTI, O., HUHTAMO, E., UZCÁTEGUI, N.Y., PEKKA NUORTI, J., LAAKKONEN, J., MANNI, T., HELLE, P., BAHARI, A. & VAPALAHTI, O., 2008. Sindbis virus infection in resident birds, migratory birds and humans, Finland. *Emerging Infectious Diseases*, **14**(1): 41-47.
302. LA RUCHE, G., SOUARÈS, Y., ARMENGAUD, A., PELOUX PETIOT, F., DELAUNAY, P., DESPRÈS, P., LENGLET, A., JOURDAIN, F., LEPARC GOFFART, I., CHARLET, F., OLLIER, L., MANTEY, K., MOLLET, T., FOURNIER, P.J., TORRENTS, R., LEITMEYER, K., HILAIRET, P., ZELLER, H., VAN BORTEL, W., DEJOUR SALAMANCA, D., GRANDADAM, M. & GASTELLU ETCHEGORRI, M., 2010. First two autochthonous dengue virus infections in metropolitan France, September 2010. *Euro Surveillance*, **15**(39): 2-6.
303. LABUDA, M., 2001. *Tahyna virus*. In: SERVICE, M.W. (editor), *Encyclopedia of arthropod-transmitted infections*. Wallingford, CABI Publishing. 482-483 pp.
304. LACHMAJER, J., 1971. Biology of *Anopheles claviger* (Meigen, 1804) populations (Diptera, Culicidae) in the Gdansk environment. *Acta Parasitologica Polonica*, **14**: 163-184.

305. LANDE, R., 1996. Statistics and partitioning of species diversity, and similarity among multiple communities. *Oikos*, **76**: 5-13.
306. LANE, C.J., 1992. *Toxorhynchites auranticauda* sp.n., a new Indonesian mosquito and the potential biocontrol agent. *Medical and Veterinary Entomology*, **6**: 301-305.
307. LANG, C.A., 1963. The effect of temperature on the growth and chemical composition of the mosquito. *Journal of Insect Physiology*, **9**: 279-286.
308. LATREILLE, P.A., 1810. *Considerations generates sur l'Ordre naturel des Animaux composant les Classes des Crustaces, des Arachnides et des Insectes avec un tableau methodique de leurs genres disposés en familles*. París. 440 pp.
309. LELLI, R., CALISTRI, P., BRUNO, R., MONACO, F., SAVINI, G., DI SABATINO, D., CORSI, I. & PASCUCCI, I., 2012. *Transboundary and Emerging Diseases*, **59**: 421-428.
310. LENNON, J.J., KOLEFF, P., GREENWOOD, J.J. & GASTON, K.J., 2002. The geographical structure of British birds distributions: diversity, spatial turnover and scale. *Journal of Animal Ecology*, **70**: 966-979.
311. LEUNG, M.E. & ROMOSER, W.S., 1979. Functions of the respiratory trumpets and first abdominal spiracles in *Aedes triseriatus* (Say) pupae (Diptera, Culicidae). *Mosquito News*, **39**: 483-489.
312. LEWANDOWSKI, Jr. H.B., HOOPER, G.R. & NEWSON H.D., 1980. Determination of some important natural potential vectors of dog heartworm in central Michigan. *Mosquito News*, **40**: 73-79.
313. LEWIS, D.J., 1943. Mosquitoes in relation to yellow fever in the Nuba Mountains Anglo-Egyptian Sudan. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, **37**: 65-76.
314. LINTON, Y.M., SMITH, L. & HARBACH, R.E., 2002. Observations on the taxonomic status of *Anopheles subalpinus* Hackett & Lewis and *An. melanoon* Hackett. *European Mosquito Bulletin*, **13**: 1-7.
315. LLAVE CORREAS, C. & GONZÁLEZ MORA, D., 1996. Los mosquitos (Diptera, Culicidae) en las viviendas de Madrid. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural (Sección Biología)*, **92**(1-4): 215-220.
316. LONGINO, J.T., CODDINGTON, J. & COLWELL, R.K., 2002. The ant fauna of a tropical rain forest: estimating species richness three different ways. *Ecology*, **83**: 689-702.
317. LÓPEZ FERNÁNDEZ, M.L., PIÑAS, S. & LÓPEZ, F., M.S., 2008. Macrobioclimas, bioclimas y sus variantes bioclimáticas de la España Peninsular

- y Balear, y su cartografía. *Publicaciones de Biología, Universidad de Navarra, Serie Botánica*, **17**: 229-236.
318. LÓPEZ SÁNCHEZ, S., 1989. *Control integral de mosquitos en Huelva*. Ed. Junta de Andalucía, Consejería de Salud y Servicios Sociales. 340 pp.
319. LÓPEZ VÉLEZ, R. & MOLINA MORENO, R., 2005. Cambio climático en España y riesgo de enfermedades infecciosas parasitarias transmitidas por artrópodos y roedores. *Revista Española de Salud Pública*, **79**: 177-190.
320. LOZANO MORALES, A., 1944a. Aspectos prácticos de la paludización e infección artificial del *Anopheles maculipennis*. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **18**: 637-646.
321. LOZANO MORALES, A., 1944b. La disección del intestino medio y posterior y del aparato sexual en las hembras de anofelinos, en relación con el índice oquístico. Variante de la técnica clásica. Nuevo método. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **20**: 239-250.
322. LOZANO MORALES, A., 1946. Contribución al conocimiento de la biología del *Anopheles maculipennis* var. *atroparvus* en función del ambiente. Densidad y ciclo anual. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **20**: 239-250.
323. LOZANO MORALES, A., 1953. El estadio invernante del *Anopheles maculipennis atroparvus* y su relación con la pausa estacional del paludismo en España. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*. **27**: 303-325.
324. LUCIENTES, J., CASTILLO, J.A., PERIBÁÑEZ, M.A. & GRACIA, M.J., 1998. Primeras aportaciones al conocimiento de los mosquitos (Diptera: Culicidae) del Macizo del Moncayo. *Boletín de la Asociación Entomológica Aragonesa*, **22**: 6.
325. LUCIENTES, J., OSÁCAR, J.J. & ZÁRATE, J.J., 2000. *Nuevos datos de Uranotaenia unguiculata (Diptera: Culicidae) para España*. IX Congreso Ibérico de Entomología, Zaragoza.
326. LUNDSTRÖM, J.O., 1994. Vector competence of western European mosquitoes for arboviruses: A review of field and experimental studies. *Bulletin of the Society for Vector Ecology*, **19**(1): 43-48.
327. LUNDSTRÖM, J.O., 1999. Mosquito-borne viruses in Western Europe: a review. *Journal of Vector Ecology*, **24**(1): 1-39.
328. LUNDSTRÖM, J.O., TURELL, M.J. & NIKLASSON, B., 1992. Antibodies to Ockelbo virus in three orders of birds (Anseriformes, Galliformes And Passeriformes). *Journal of Wildlife Diseases*, **28**: 144-147.

329. MACDONALD, G., 1957. *The epidemiology and control of malaria*. Oxford University Press (London). 201 pp.
330. MACDONALD, I., 1900. *Investigaciones modernas sobre el paludismo*. El Siglo Médico. 438 pp.
331. MAGNARELLI, L.A., 1979. Diurnal nectar-feeding of *Aedes cantor* and *Ae. sollicitans* (Diptera: Culicidae). *Environmental Entomology*, **8**: 949-955.
332. MAGURRAN, A.E., 1988. *Ecological diversity and its measurement*. Princeton University Press, New Jersey. 179 pp.
333. MALDONADO SAMPEDRO, M., 1934. La lucha antipalúdica en la sociedad de Peñarroya (1928-1932). *Medicina de los Países Cálidos*, **7**: 275-290.
334. MALMQVIST, B., NILSSON, A.N. & BÁEZ, M., 1995. Tenerife's freshwater macroinvertebrates: Status and threats (Canary Islands, Spain). *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, **5**(1): 1-24.
335. MARCHI, A. & MUNSTERMANN, L.E., 1987. The mosquitoes of Sardinia: species records 35 years after the malaria eradication campaign. *Medical and Veterinary Entomology*, **1**: 89-96.
336. MARGALEF, R., 1948. Flora, fauna y comunidades bióticas de las aguas dulces del Pirineo de la Cerdeña. *Monografías de la Estación de Estudios Pirenaicos*, **11**: 1-226.
337. MARGALEF, R., 1949. Sobre la ecología de las larvas del mosquito *Aedes mariae*. *Publicaciones del Instituto de Biología Aplicada*, **6**: 83-102.
338. MARGALEF, R., 1974. *Ecología*. Ed. Omega, Barcelona. 951 pp.
339. MARGALEF, R., 1988. Evolución de los macrófitos y su coevolución con los hervíboros. *Monografías del Instituto Pirenaico de Ecología*, **4**: 637-642.
340. MARGALIT, J. & DEAN, D., 1985. The story of *Bacillus thuringiensis israeliensis* (B.t.i.). *Journal of the American Mosquito Control Association*, **1**: 1-7.
341. MARSHALL, J.F., 1938. *The British mosquitoes*. British Museum (Natural History), London. 341 pp.
342. MARSHALL, J.F., 1966. *The British Mosquitoes*. Johnson Reprint Corporation. 341 pp.
343. MARTÍN ALBADALEJO, C., 1994. *Bibliografía entomológica de autores españoles (1758-1990)*. Documentos de Fauna Ibérica 1. Ed. RAMOS M. A., Museo Nacional de Ciencias Naturales, CSIC, Madrid. 821 pp.

344. MARTÍNEZ ORTEGA, R.M., TUYAS PENDÁS, L.C., MARTÍNEZ ORTEGA, M., PÉREZ ABREU, A. & CÁNOVAS A.M., 2009. El coeficiente de correlación de rangos de Spearman, caracterización. *Revista Habanera de Ciencias Médicas*, **2**(8): 19.
345. MARTÍNEZ, E., CONESA, E., MARTÍNEZ, P. & LUCIENTES, J., 2001. *Sistemas de control biológico de las poblaciones de mosquitos en zonas húmedas*. Ed. Consejería de Agricultura, Agua y Medio Ambiente, Región de Murcia. 93 pp.
346. MARTINI, E. 1929-1931. *Culicidae*. In: LINDER, E., Die fliegen der Palaearktischen Region, **3**: 1-144 (1929); 145-320 (1930); 321-398 (1931).
347. MARTINI, E., MISSIROLI, A. & HACKETT, L.W., 1931. Versuche zum rassenproblem des *Anopheles maculipennis*. *Archiv für Schiffs und Tropen Hygiene*, **35**: 622-643.
348. MARTINOY, M., BOIX, D., SALA, J., GASCÓN, S., GIFRE, J., ARGERICH, A., DE LA BARRERA, R., BRUCET, S., BADOSA, A., LÓPEZ FLORES, R., MÉNDEZ, M., UTGÉ, J.M. & QUINTANA, X.D., 2006. Crustacean and aquatic insect assemblages in the Mediterranean coastal ecosystems of Empordà wetlands (NE Iberian Peninsula). *Limnetica*, **25**(3): 665-682.
349. MATTINGLY, P.F., 1955a. Le Sous-genre *Neoculex* (Diptera, Culicidae) dans la sous-region méditerranéenne. I. Espece, sous-espece et synonymie nouvelles. *Annales de Parasitologie Humaine et Comparée*, Paris, **30**: 374-388.
350. MATTINGLY, P.F., 1955b. Mosquitoes (Diptera, Culicidae) from the Tropical Institute at Hamburg. *Proceedings of the Royal Entomological Society of London*, **24**: 27-33.
351. MATTINGLY, P.F., 1965. *The culicinae mosquitoes of the Indomalayan Area. Part VI: genus Aedes Meigen, subgenus Stegomyia Theobald (Groups A, B and D)*. British Museum of Natural History of London. 67 pp.
352. MATTINGLY, P.F., 1969. *The Biology of Mosquito-borne Disease*. George Allen & Unwin Ltd, London. 184 pp.
353. MATTINGLY, P.F., 1971. Contributions to the mosquito fauna of Southeast Asia - XII. Illustrated keys to the genera of mosquitoes (Diptera, Culicidae). *Contributions of the American Entomological Institute (Ann Arbor)*, **7**(4), 1-84.
354. MATTINGLY, P.F., 1973. *Culicidae (Mosquitos)* In: SMITH, K.C.V. (editors), *Insects and other Arthropods of medical importance*. British Museum (Natural History). 37-107 pp.
355. MATTINGLY, P.F., 1981. Medical entomology studies – XIV. The subgenera *Rachionotomyia*, *Tricholeptomysia* and *Tripteroides* (Mabini Group) of genus

- Tripteroides* in the Oriental Region (Diptera: Culicidae). *Contributions of the American Entomological Institute (Ann Arbor)*, **17**(5): 1–147.
356. MATTINGLY, P.F., ROZEBOOM, L.E., KNIGHT, K.L. , LAVEN, H., DRUMMOND, F.H., CHRISTOPHERS, S.R. & SHUTE, P.G., 1951. The *Culex pipiens* Complex. *Transactions of the Entomological Society of London*, **102**: 331-382.
357. MAVALE, M.S., ILKAL, M.A. & DHANDA, V., 1992. Experimental studies on the susceptibility of *Aedes vittatus* to dengue viruses. *Acta Virologica*, **36**: 412-416.
358. MAY, R.M., 1975. *Patterns of species abundance and diversity*. In: CODY, M.L. & DIAMOND, J.M. (editors), *Ecology and evolution of communities*. Harvard University Press, Cambridge. 81-120 pp.
359. McINTOSH, B.M., 1975. *Mosquitoes as vectors of viruses in Southern Africa*. Entomology Memoir, Department of Agricultural Technical Services, Republic of South Africa. 19 pp.
360. McINTOSH, B.M., JUPP, P.G., DOS SANTOS, I. & MEENEHAN, P.M., 1976. Epidemics of West Nile and Sindbis viruses in South Africa with *Culex (Culex) univittatus* Theobald as vector. *South African Journal of Science*, **72**(10): 295-300.
361. McLINTOCK, J., BURTON, A.N., McKIEL, J.A., HALL, R.R. & REMPEL, G.J., 1970. Known mosquito hosts of western equine virus in Saskatchewan. *Journal of Medical Entomology*, **7**(4): 446-454.
362. MEDLOCK, J.M, SNOW, K.R. & LEACH, S., 2007. Possible ecology and epidemiology of medically important mosquito-borne arboviruses in Great Britain. *Epidemiology and Infection*, **135**: 466-482.
363. MELERO ALCÍBAR, R. & MOLINA, R., 2007. First description of the pupa of *Ochlerotatus gilcolladoi*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, **23**(3): 343-345.
364. MELERO ALCÍBAR, R. & SALOM, F., 2002. Confirmation of the presence of *Ochlerotatus (Rusticoides) quasirusticus* (Torres Cañamares) in the Iberian Peninsula, and the first record from the Madrid region. *European Mosquito Bulletin*, **13**: 30-32.
365. MELERO ALCÍBAR, R., 2004a. *Biología y fenología de los culicinae (Diptera: Culicidae) de la Comunidad de Madrid*. [Tesis Doctoral]. Universidad Complutense de Madrid, Facultad de Ciencias Biológicas. 219 pp.
366. MELERO ALCÍBAR, R., 2004b. The pupae of Spanish *Ochlerotatus* I. *Ochlerotatus quasirusticus* (Diptera: Culicidae). *European Mosquito Bulletin*, **17**: 20-22.

367. MELERO ALCÍBAR, R., 2006. The pupae of Spanish Culicinae II: *Aedes vittatus* Bigot, 1861 (Diptera: Culicidae). *European Mosquito Bulletin*, **21**: 19-22.
368. MELERO ALCÍBAR, R., LUCIENTES, J., MOLINA, R. & ROIZ, D., 2005. Revisión de *Uranotaenia (Pseudoficalbia) unguiculata* Edwards, 1913 en la Península Ibérica (Diptera: Culicidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **36**: 347-348.
369. MELERO ALCÍBAR, R., MOLINA, R. & ARANSAY, M.A., 2006c. Aportación al conocimiento de la fauna de culícidos (Diptera: Culicidae) de las Islas Baleares I: isla de Ibiza. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **38**: 331-332.
370. MELERO ALCÍBAR, R., MOLINA, R., MIRANDA, M.A. & RINCÓN, C., 2006b. Aportación al conocimiento de la fauna de culícidos (Diptera: Culicidae) de las Islas Baleares II: islas de Mallorca y Formentera. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **38**: 333-334.
371. MELERO ALCÍBAR, R., MOLINA, R., MORCHÓN, R., SIMÓN, F., LATORRE ESTIVALIS, F., BARGUES, M.D., MAS COMA, S., BÁEZ, M., MORENO, M. & MONTOYA, A., 2006a. Nota sobre la fauna de Culícidos de las Islas Canarias: Isla de Gran Canaria. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **39**: 427-428.
372. MELERO ALCÍBAR, R., MOLINA, R., MORCHÓN, R., SIMÓN, F., LATORRE ESTIVALIS, F., BARGUES, M.D., MAS COMA, S., POU BARRETO, C. & VALLADARES, B., 2008. Nota sobre la fauna de Culícidos de las Islas Canarias II: isla de Tenerife. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **42**: 463-464.
373. MELERO, R. & SALOM, F., 2003. Re-description of the pupa of *Ochlerotatus cantans* (Diptera: Culicidae). *European Mosquito Bulletin*, **16**: 18-21.
374. MENDIS, K., SINA, B.J., MARCHESINI, P. & CARTER, R., 2001. The neglected burden of *Plasmodium vivax* malaria. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **64**: 97-106.
375. MERRITT, R.W., DADD, R.H. & WALKER, E.D., 1992. Feeding behaviour, natural food, and nutritional relationships of larval mosquitoes. *Annual Review of Entomology*, **37**: 349-374.
376. MINISTERIO DE AGRICULTURA, ALIMENTACIÓN Y MEDIO AMBIENTE (MAGRAMA), 2011. Espacios naturales protegidos. Disponible en: http://www.magrama.gob.es/es/biodiversidad/servicios/banco-datos-naturaleza/informacion-disponible/mapa_cartografia_espacios_nat.aspx
377. MINISTERIO DE SANIDAD Y POLÍTICA SOCIAL (MSPS), 2008. *Enfermedades infecciosas importadas por turistas interraciales a los trópicos*. 264 pp. Disponible en:

<http://www.msc.es/profesionales/saludPublica/prevPromocion/promocion/migracion/docs/enfInflmpViajerosTropicos.pdf>

378. MITCHELL, A., SPERLING, F.A.H. & HICKEY, D.A., 2002. Higher-level phylogeny of mosquitoes (Diptera: Culicidae): mtDNA data support a derived placement for *Toxorhynchites*. *Insect Systematics and Evolution*, **33**: 163–174.
379. MOHD RAZALI, N. & BEE WAH, Y., 2011. Power comparisons of Shapiro-Wilk, Kolmogorov-Smirnov, Lilliefors and Anderson-Darling tests. *Journal of Statistical Modeling and Analytics*, **2**(1): 21-33.
380. MOHRIG, W., 1969. Die culiciden Deutschlands. *Parasitologie Schriftenreihe*, **18**: 260 pp.
381. MOLLOY, D. & JAMNBACK, H., 1981. Field evaluation on *Bacillus thuringiensis* var. *israeliensis* as a blackfly biocontrol agent and its effect on non target stream insects. *Journal of Economic Entomology*, **74**: 314-318.
382. MONGE MAILLO, B., JIMÉNEZ, B.C., PÉREZ MOLINA, J.A., NORMAN, F., NAVARRO, M., PÉREZ AYALA, A., HERRERO, J.M., ZAMARRÓN, P. & LÓPEZ VÉLEZ, R., 2009. Imported infectious diseases in mobile population, Spain. *Emerging Infectious Diseases*, **15**(11): 1745-1752.
383. MONTES, J., 2005. Culicidae fauna of Serra da Cantareira, Sao Paulo, Brazil. *Revista de Saúde Pública*, **39**: 578-584.
384. MORCHÓN, R., BARGUES, M.D., LATORRE, J.M., MELERO ALCÍBAR, R., POU BARRETO, C., MAS COMA, S. & SIMÓN, F., 2007. Haplotype H1 of *Culex pipiens* implicated as a natural vector of *Dirofilaria immitis* in an endemic area of Western Spain. *Vector Borne and Zoonotic Diseases*, **7**: 653-658.
385. MORCHÓN, R., BARGUES, M.D., LATORRE, J.M., POU BARRETO, C., MELERO ALCÍBAR, R., MORENO, M., VALLADARES, B., MOLINA, R., MONTOYA ALONSO, J.A., MAS COMA, S. & SIMÓN, F., 2011. Molecular characterization of *Culex theileri* from Canary Islands, Spain, a potential vector of *Dirofilaria immitis*. *Journal of Clinical and Experimental Pathology*, **S3**: 001. Disponible en: [DOI: 10.4172/2161-0681.S3-001](https://doi.org/10.4172/2161-0681.S3-001)
386. MORCHÓN, R., CARRETÓN, E., GONZÁLEZ MIGUEL, J. & MELLADO HERNÁNDEZ, I., 2012. Heartworm disease (*Dirofilaria immitis*) and their vectors in Europe. *Frontiers in Physiology*, **3**(196): 1-11.
387. MORENO MARÍ, J., OLTRA MOSCARDÓ, M.T., FALCÓ GARÍ, J.V. & JIMÉNEZ PEYDRÓ, R., 2007. *Revista Española de Salud Pública*, **81**: 15-24.
388. MORENO, C., 2001. *Métodos para medir la biodiversidad*. Manuales & Tesis de la SEA. Ed. CYTED, ORCYT-UNESCO & SEA. 86 pp.

389. MOSHA, F.W. & SUBRA, R., 1983. Salinity and breeding of *Culex quiquefasciatus* Say, *Anopheles funestus* Giles and *Anopheles gambiae* Giles sensu stricto (Diptera: Culicidae) on the Kenia coast. *Entomologie Médicale et Parasitologie*, **21**(3): 135-138.
390. MOUCHET, J., RAGEAU, J., LAUMOND, C., HANNOUN, C., BEYTOUT, D., OUDAR, J., CORNIOU, B. & CHIPPAUX, A., 1970. Epidemiologie du virus West Nile: etude d'un foyer en Camargue. V. Le vecteur: *Culex modestus* Ficalbi (Diptera, Culicidae). *Annales de l'Institut Pasteur*, **118**: 839-855.
391. MOURYA, D.T. & BANERJEE, K., 1987. Experimental transmission of chikungunya virus by *Aedes vittatus* mosquitoes. *Indian Journal of Medical Research*, **86**: 269-271.
392. MOUSSIEGT, O., 1987. *Aedes (Ochlerotatus) detritus* (Halliday, 1833) bibliographie. *Entente Interdepartementale de Demoustication du Littoral Méditerranéenne*, **54**: 1-43.
393. MOUSSIEGT, O., 1990. *Culex (Barraudius) modestus* Ficalbi, 1889. Bibliographie. *Entente Interdepartementale de Demoustication du Littoral Méditerranéenne*, **59**: 1-35.
394. MULLA, M.S., FEDERICI, B.A. & DARWAZE, H.A., 1982. Larvicidal efficacy of *Bacillus thuringiensis* serotype H-14 against stagnant water mosquitoes and its effects on non-target organisms. *Environmental Entomology*, **11**: 788-795.
395. NÁJERA ANGULO, L., 1935. Los aedinos españoles y el peligro de la fiebre amarilla. *Graellsia*, **1**: 29-35.
396. NASH, D., MOSTASHARI, F., FINE, A., MILLER, J., O'LEARY, D., MURRAY, K., HUANG, A., ROSENBERG, A., GREENBERG, A., SHERMAN, M., WONG, S. & LAYTON, M., 2001. The outbreak of West Nilr virus infection in the New York city area in 1999. *The New England Journal of Medicine*, **344**(24): 1807-1814.
397. NAYAR, J.K., 1966. A method of rearing salt-marsh mosquito larvae in a defined sterile medium. *Annals of the Entomological Society of America*, **59**: 1283-1285.
398. NELSON, F.R.S., 1977. Predation on mosquito larvae by beetle larvae, *Hydrophilus triangularis* and *Dytiscus marginalis*. *Mosquito News*, **37**: 628-630.
399. NIELSON, E.T. & NIELSON, A.T., 1953. Field observations on the habits of *Aedes taeniorhynchus*. *Ecology*, **34**(1): 141-156.
400. NOCHT, B., OTTOLENGHI, D., PITTALUGA, G., RAYNAUD, L., ANIGSTEIN, L., BRUMPT, A.J.E., CIUGA, M., SFARCIC, A., SWELLENGREBEL, N.H., PANTALEONI, R.A. & PEENEN, P.F., 1925. *Rapport sur le voyage d'études de la Commission de Paludisme en Espagne*. 13 août - 7 septembre, 1925.

401. NORDER, H., LUNDSTRÖM, J.O., KOZUCH, O. & MAGNIUS, L.O., 1996. Genetic relatedness of Sindbis virus strains from Europe, Middle East and Africa. *Virology*, **222**: 440-445.
402. NORRBY, E., 2007. Yellow fever and Max Theiler: the only Nobel Prize for a virus vaccine. *Journal of Experimental Medicine*, **204**(12): 2779-2784.
403. NOVAK, R.J. & SHROYER, D.A., 1978. Eggs of *Aedes triseriatus* and *Ae. hendersoni*. A method to stimulate optimal hatch. *Mosquito News*, **38** (4): 515-521.
404. OLALLA PERALTA, P.S., VÁZQUEZ TORRES, M.C., LATORRES FANDÓS, E., MAIRAL CLAVER, P., CORTINA SOLANO, P., PUY AZÓN, A., ADIEGO SANCHO, B., LEITMEYER, K., LUCIENTES CURDI, J. & SIERRA MOROS, M.J., 2010. First autochthonous malaria case due to *Plasmodium vivax* since eradication, Spain, October 2010. *Eurosurveillance*, **15**(41): 2-4.
405. O'MALLEY, C.M., 1990. *Aedes vexans* (Meigen): *An old foe*. Proceedings of the New Jersey Mosquito Control Association. 90-95 pp.
406. OLAVARRÍA, J. & HILL, R.B., 1935. Algunos datos sobre las preferencias hemáticas de los *Anopheles maculipennis*. *Medicina de los Países Cálidos*, **8**:169-173.
407. ORGANIZACIÓN DE LAS NACIONES UNIDAS (ONU), 2010. *Año internacional de la diversidad biológica: ¿porqué estamos perdiendo la biodiversidad?*. Disponible en: <http://www.un.org/es/events/biodiversity2010/loss.shtml>
408. ORTEGA MORA, L.M., FERRÉ, I., GÓMEZ, M. & ROJO VÁZQUEZ, F.A., 1988. Prevalencia de la infestación por filarias en galgo de la zona centro de España. *Medicina Veterinaria*, **5**: 433-442.
409. ORTEGA MORA, L.M., GÓMEZ BAUTISTA, M., ROJO VÁZQUEZ, F., RÓDENAS, A. & GUERRERO, J.A., 1991. Survey of the prevalence of canine filariasis in Spain. *Preventive and Veterinary Medicine*, **11**: 63-68.
410. OTRANTO, D., BRIANTI, E., GAGLIO, G., DANTAS TORRES, F., AZZARO, S. & GIANNETTO, S., 2011. Short report: human ocular infection with *Dirofilaria repens* (Railliet and Henry, 1911) in an area endemic for canine Dirofilariasis. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **84**(6): 1002-1004.
411. PAILY, K.B. & BALABARMA, K., 2000. Susceptibility of the species of mosquito larvae to the parasitic nematode *Romanermis iyengari* and its development. *Medical and Veterinary Entomology*, **14**(4): 426-429.
412. PALANCA, J., 1925. *El paludismo en la provincia de Madrid*. Informe presentado al Comité de Higiene de la Sociedad de Naciones en su visita a San Lorenzo del Escorial el 15 de agosto de 1925.

413. PALMER, M.W., 1990. The estimation of species richness by extrapolation. *Ecology*, **71**: 1195-1198.
414. PAMPIGLIONE, S., CANESTRI TROTTI, G. & RIVASI, F., 1995. Human dirofilariosis due to *Dirofilaria (Nochtiella) repens*: a review of world literature. *Parassitologia*, **37**: 149-193.
415. PARDO, J., CARRANZA, C., MURO, A., MORENO, A.A., MARTÍN, A.M., MARTÍN, T., HERNÁNDEZ CABRERA, M. & PÉREZ ARELLANO, J.L., 2006. Helminth-related eosinophilia in african inmigrants, Gran Canaria. *Emerging Infectious Diseases*, **12**(10): 1587-1589.
416. PARKES, A.S., 1960. *Marshall's Physiology of Reproduction*. Vol. II, Longmans, Green and Co., London, New York, Toronto.
417. PATES, H.V., TAKKEN, W., CURTIS, C.F., HUISMAN, P.W., AKINPELU, O. & GILL, G.S., 2001. Unexpected anthropophagic behaviour in *Anopheles quadriannulatus*. *Medical and Veterinary Entomology*, **15**: 293-298.
418. PEMOLA DEVI, N. & JAUHARI, R.H., 2007. Mosquito species associated within some western Himalayas phytogeographic zones in the Garhwal region of India. *Journal of Insect Science*, **7**(32): 1-10.
419. PÉREZ BOTE, J.L., 2012. Mosquitos (Diptera, Culicidae) de las vegas del río Guadiana (Extremadura, España). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **36**(1-2): 61-73.
420. PÉREZ SÁNCHEZ, R., GÓMEZ BAUTISTA, M. & ENCINAS GRANDES, A., 1989. Canine filariasis in Salamanca (northwest Spain). *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, **83**(2): 143-150.
421. PÉREZ, R., GÓMEZ, M. & ENCINAS, A., 1989. Canine filariasis in Salamanca (northwest Spain). *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, **83**: 143-150.
422. PESET ALEIXANDRE, T. & ROMEO VIAMONTE, J.M., 1945. Estudio de las marismas del Guadalquivir desde el punto de vista de su endemia palúdica. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**(2): 687-700.
423. PETERSEN, J.M., MEAD, P.S. & SCHRIEFER, M.E., 2009. *Francisella tularensis*: an arthropod-brone pathogen. *Veterinary Research*, **40**: 07. Disponible en: [DOI: 10.1051/vetres:2008045](https://doi.org/10.1051/vetres:2008045)
424. PIELOU, E.C., 1975. *Ecological diversity*. John Wiley & Sons, New York. 165 pp.
425. PITTALUGA, G., 1903. *Sulla presenza e distribuzione del genere Anopheles in alcune regione della Penisola Iberica e suoi rapporti col parassita della malaria humana*. En: XIV Congrès International de Médecine, Madrid-Barcelona 1903. 513-552 pp.

426. PITTALUGA, G., 1905. Estudios acerca de los dípteros y de los parásitos que transmiten al hombre y a los animales domésticos. *Revista de la Real Academia de Ciencias Exactas, Física y Naturales*, **3**: 402-504.
427. PITTALUGA, G., 1912. *Stegomyia fasciata* en Tarragona y su provincia. Boletín de la Sociedad Española de Biología, **1**(1): 146.
428. PITTALUGA, G., 1918. Informe de la subsección de Parasitología sobre las medidas que conviene adoptar para impedir el desarrollo de epidemias de infección palúdica en el pantano de Sotonera y en el recorrido del canal de Riegos del Alto Aragón durante los trabajos que allí se efectúan bajo la dirección del ingeniero D. Severino. *Boletín del Instituto Nacional de Higiene Alfonso XIII*, **14**(54): 103-116.
429. PITTALUGA, G., 1923. *Enfermedades de los países Cálidos y Parasitología General*. Ed. Calpe, Madrid. 555 pp.
430. PITTALUGA, G., HUERTAS BARRERO, F., MENDOZA, A., MARTÍNEZ VARGAS, A., VARELA, E., PIJOÁN, B., TORRUELLA, J., PRESTA, A. & PROUBASTA, F., 1911. *Investigaciones y estudios sobre el paludismo en España (1901-1903)*. Tipografía La Académica, Madrid. 260 pp.
431. PITTALUGA, G., MARTÍNEZ CEPA, A., TORRIJOS, C. & GINÉS, G., 1929. Estudios sobre el paludismo en Aragón. Estudio de la Estanca de Alcañiz. Asesoría Sanitaria de la Confederación Sindical Hidrográfica del Ebro. *Medicina de los Países Cálidos*, **2**: 225-249.
432. PITTALUGA, PEREPEREZ, GUTIÉRREZ LARA, BOTE, ZOZAYA, CARTAÑA, TORREDEME & GIL COLLADO, 1932. Le paludisme dans les "Deltas" (Etude sur certaines conditions naturelles et expérimentales de l'anophelisme dans le Delta de l'Ebre: (1926-1930). *Archives Roumaines de Pathologie Expérimentales et de Microbiologie*, **5**(1): 1-131.
433. POOLE, R.W., 1974. *An introduction to quantitative ecology*. Ed. McGraw-Hill Kogakusha, Tokyo. 532 pp.
434. PRADA J, DE., 1945. Paludismo en Valladolid. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**: 895-903.
435. PUCAT, A.M., 1965. The functional morphology of the mouth parts of some mosquito larvae. *Quaestiones Entomologicae*, **1**: 41-86.
436. RAMOS, H.C., 1983. Contribuição para o estudo dos mosquitos limnodendrofilos de Portugal. *García de Orta, Serie de Zoologia*, **11**: 133-154.

437. RAMOS, H.C., LUCIENTES, J., BLASCO ZUMETA, J., OSÁCAR, J.J. & RIBEIRO, H., 1998. A new mosquito record for Spain (Diptera: Culicidae). *Acta Parasitologica Portuguesa*, **5**(1): 21.
438. RAMOS, H.C., LUCIENTES, J., BLASCO ZUMETA, J., OSÁCAR, J.J. & RIBEIRO, H., 2002. Some morphological characteristics of *Culex deserticola*, a recent addition to the Spanish fauna (Diptera: Culicidae). *European Mosquito Bulletin*, **12**: 27-29.
439. RAMOS, H.C., RIBEIRO, H., PIRES, C.A. & CAPELA, R.A., 1978. Research on the mosquitoes of Portugal, (Diptera: Culicidae). II - The mosquitoes of Algarve, 1977/78. *Anais do Instituto de Higiene e Medicina Tropical*, **5**: 237-256.
440. RAMOS, J., 1934. Algunas consideraciones referentes a la marcha del paludismo en San Fulgencio (Alicante). *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **9**: 3-43.
441. RAMSDALE, C. & SNOW, K.R., 2000. Distribution of the genus *Anopheles* in Europe. *European Mosquito Bulletin*, **7**: 1-26.
442. RAMSDALE, C.D. & SNOW, K.R., 2001. Distribution of the genera *Coquillettidia*, *Orthopodomyia* and *Uranotaenia* in Europe. *European mosquito Bulletin*, **10**: 25-29.
443. RAPPOLE, J.H., DERRICKSON, S.R. & HUBÁLEK, Z., 2000. Migratory birds and spread of West Nile Virus in the western hemisphere. *Emerging Infectious Diseases*, **6**(4): 319-328.
444. REGIÓN DE MURCIA (RM), 2003. Consejería de Agricultura, Agua y Medio Ambiente. *Sistemas de control biológicos de las poblaciones de mosquitos en zonas húmedas*. En: Los humedales de la Región de Murcia. 53 pp. Disponible en: http://www.murcianatural.carm.es/c/document_library/get_file?uuid=401bc93d-c0a2-4ff8-8d3c-2912fffe9644&groupId=14
445. REINERT, J.F., 1973. Contributions to the mosquito fauna of Southeast Asia-XVI. Genus *Aedes* Meigen, subgenus *Aedimorphus* Theobald in Southeast Asia. *Contributions of the American Entomological Institute*, **9**(5): 1-218.
446. REINERT, J.F., 2000. New classification for the composite genus *Aedes* (Diptera: Culicidae: Aedini), elevation of subgenus *Ochlerotatus* to generic rank, reclassification of the other subgenera, and notes on certain subgenera and species. *Journal of the American Mosquito Control Association*, **16**(3): 175-188.
447. REINERT, J.F., HARBACH, R.E. & KITCHING, I.J., 2004. Phylogeny and classification of Aedini (Diptera: Culicidae) based on morphological characters of all life stages. *Zoological Journal of the Linnaean Society*, **142**: 289-368.
448. REINERT, J.F., HARBACH, R.E. & KITCHING, I.J., 2006. Phylogeny and classification of *Finlaya* and allied taxa (Diptera: Culicidae: Aedini) based on

- morphological data from all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*, **148**: 1–101.
449. REINERT, J.F., HARBACH, R.E. & KITCHING, I.J., 2008. Phylogeny and classification of *Ochlerotatus* and allied taxa (Diptera: Culicidae: Aedini) based on morphological data from all life stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*, **153**: 29–114.
450. REISEN, W.K., SIDDIQUI, T.F., ASLAMKHAN, M. & MALIK, G.M., 1981. Larval interpecific associations and physico-chemical relationships of the ground-water breeding mosquitoes of Lahore. *Pakistan Journal of Scientific Research*, **3**: 1–23.
451. REMMERT, H., 1953. Les diptères des Cotes Méditerranéenes de Frande et d'Espagne. *Vie et Milieu*, **4**(3): 540–546.
452. RÉNYI, A., 1961. *On measures of entropy and information*. In: NEYMAN, J. (editors), *Proceedings of the 4th Berkeley Symposium on Mathematical Statistics and Probability*, **1**: 547–561. University of California Press, Berkeley, CA.
453. REY BENAYAS, J.M., SCHEINER, S.M., GARCÍA COLOMER, M. & LEVASSOR, C., 1999. Commonness and rarity: theory and application of a new model to Mediterranean montane grasslands. *Conservation Ecology*, **3**(1): 5. Disponible en: <http://www.consecol.org/Journal/vol3/iss1/art5/>
454. REZZA, G., NICOLETTI, L., ANGELINI, R., ROMI, R., FINARELLI, A.C., PANNING, M., CORDIOLI, P., FORTUNA, C., BOROS, S., MAGURANO, F., SILVI, G., ANGELINI, P., DOTTORI, M., CIUFOLINI, M.G., MAJORI, G.C. & CASSONE, A., 2007. Infection with Chikungunya virus in Italy: an outbreak in a temperate region. *Lancet*, **370**: 1840–1846.
455. RIBEIRO, H. & DA CUNHA RAMOS, H., 1999. Identification keys of the mosquitoes (Diptera: Culicidae) of Continental Portugal, Açores and Madeira. *European Mosquito Bulletin*, **3**: 1–9.
456. RIBEIRO, H., DA CUNHA RAMOS, H., PIRES, C.A. & ANTUNES CAPELA, R., 1988. *An annotated checklist of the mosquitoes of continental Portugal (Diptera, Culicidae)*. Actas del III Congreso Ibérico de Entomología, V Congreso Internacional da Sociedade Portuguesa de Entomologia, IX Jornadas de la Asociación Española de Entomología, Granada. 233–254 pp.
457. RIBEIRO, H., RAMOS, H.C. & PIRES, C.A., 1983. Contribuicao para o estudo das filiares animais em Portugal. *Journal of Social Sciences and Medicine*, **147**(2): 143–146.

458. RIBEIRO, H., RAMOS, H.C., CAPELA, R.A. & PIRES, C.A., 1977. Research on the mosquitoes of Portugal (Diptera: Culicidae) III Further five new mosquito records. *Garcia de Orta Serie de Zoología (Lisboa , Portugal)*, **6**(1-2): 51–60.
459. RICHARDS, O.W. & DAVIES, R.G., 1983a. *Tratado de entomología IMMS (Estructura, fisiología y desarrollo)*. Vol. 1, Ed. Omega, 415 pp.
460. RICHARDS, O.W. & DAVIES, R.G., 1983b. *Tratado de entomología IMMS (Clasificación y Biología)*. Vol. 2, Ediciones Omega, 998 pp.
461. RICO AVELLÓ, C., 1953. Fiebre Amarilla en España (epidemiología histórica). *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **27**: 29-87.
462. RIOUX, J.A., 1958. *Les Culicidés du Midi Méditerranéen*. Encyclopédie Entomologique XXXV. Ed. Paul Lechevalier, Paris. 302 pp.
463. RIVAS MARTÍNEZ, S., 2004. *Centro de Investigaciones Fitosociológicas*. Global Bioclimatics Org. Disponible en: <http://www.ucm.es/info/cif>
464. RIVERA, J. & HILL, R.B., 1935. Persistencia de los caracteres diferenciales de los huevos, larvas y adultos en diferentes generaciones de *Anopheles maculipennis (atroparvus)*. *Medicina de los Países Cálidos*, **8**: 313-319.
465. ROBERTS, D.M., 2001. Egg hatching of mosquitoes *Aedes caspius* and *Aedes vittatus* stimulated by water vibrations. *Medical and Veterinary Entomology*, **15**(2): 215-218.
466. ROBERTS, D.M., 2004. Prolonged survival of eggs of the rock-pool mosquito, *Aedes vittatus*, in the extrem heat of the Arabian peninsula. *Journal of Arid Environments*, **57**: 63-70.
467. ROBERTSON, B.K. & ALEXANDER, M., 1992. Influence of calcium, iron and pH on phosphate availability for microbial mineralization of organic chemicals. *Applied and Environmental Microbiology*, **58**(1): 38-41.
468. RODRÍGUEZ OCAÑA, E., BALLESTER, R., PERDIGUERO, E., MEDINA DOMÉNECH, R.M. & MOLERO, J., 2003. La lucha contra el paludismo en España en el contexto internacional. *Enfermedades Emergentes*, **5**(1): 41-52.
469. RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, J.A., SÁNCHEZ COVISA, A. & GUILLÉN LLERA, J.L., 1982. Sensibilidad actual de culicinos larvarios I. Insecticidas clorados. *Graellsia*, **38**: 183-187.
470. RODRÍGUEZ VIVAS, R.I. & COB GALERA, L.A., 2005. *Técnicas diagnósticas en parasitología veterinaria*. 2ª edición. Ediciones de la Universidad Autónoma del Yucatán, 306 pp.
471. ROIZ, D., ERITJA, R., ESCOSA, R., LUCIENTES, J., MARQUÈS, E., MELERO ALCÍBAR, R., RUIZ, S. & MOLINA, R., 2007a. A survey of mosquitoes

- breeding in used tires in Spain for the detection of imported potential vector species. *Journal of Vector Ecology*, **32**(1): 10-15.
472. ROIZ, D., ERITJA, R., MELERO ALCÍBAR, R., MOLINA, R., MARQUÈS, E., RUIZ, S., ESCOSA, R., ARANDA, C. & LUCIENTES, J., 2007b. Distribución de *Aedes (Stegomyia) albopictus* (Skuse, 1894) (Diptera, Culicidae) en España. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **40**: 523-526.
473. ROIZ, D., ERITJA, R., MOLINA, R., MELERO-ALCÍBAR, R. & LUCIENTES, J., 2008. Initial distribution assessment of *Aedes albopictus* (Diptera: Culicidae) in the Barcelona, Spain, area. *Journal of Medical Entomology*, **3**: 347-352.
474. ROJO VÁZQUEZ, F.A., VALCÁRCEL, F., GUERRERO, J. & GÓMEZ, M., 1990. Prevalencia de la dirofilariosis canina en cuatro áreas geográficas de España. *Medicina Veterinaria*, **7**: 297-305.
475. ROMEO VIAMONTE, J.M., 1946. Los anofelinos de la isla de Gran Canaria. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **20**: 449-459.
476. ROMEO VIAMONTE, J.M., 1950. Los anofelinos de España y de la zona española del Protectorado de Marruecos. Su relación con la difusión del paludismo. [**Tesis Doctoral**]. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **24**: 213-295.
477. ROMI, L., PONTUALE, G. & SABATINELLI, G., 1997. Le zanzare italiane: generalità e identificazione degli stadi preimaginali (Diptera: Culicidae). *Fragmenta Entomologica*, **29**(1): 1-141.
478. ROSS, H.H., 1951. Conflict with *Culex*. *Mosquito News*, **11**: 128-132.
479. ROSSI, G.C. & ALMIRÓN, W.R., 2004. *Clave ilustrada para la identificación de larvas de mosquitos de interés sanitario encontradas en criaderos artificiales en la Argentina*. Publicaciones Mundo Sano, Serie de Enfermedades Transmisibles, Publicación Monográfica 5, 53 pp.
480. ROUBAUD, E. & COLAS BELCOUR, J., 1937. Nouvelles recherches sur l'évolution expérimentale de *Dirofilaria immitis* chez quelques culicides indigènes. *Bulletin of the Exotic Pathology Society*, **30**: 480-484.
481. ROUBAUD, E., 1929. Cycle autogene d'attente et generations hivernales suractives inapparentes chez le moustique commun, *Culex pipiens*. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences*, **188**: 735-738.
482. ROUBAUD, E., 1932. Des phenomenes d'histolyse larvaire post-nymphale et d'alimentation imaginal autotrophe chez le moustique commun (*Culex pipiens*). *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences*, **194**: 389-391.

483. ROUBAUD, E., 1944. Etude sur les moustiques de la Crau. IV. Facteurs de l'oeuf chez l'*Aedes caspius* Pallas. *Bulletin de la Société de Pathologie Exotique*, **37**: 153-158.
484. ROUBAUD, E., COLAS BELCOU, J. & STEFANOPUOLO, G.J., 1937. Transmission de la fièvre jaune par un moustique paléartique répandu dans la région parisienne, l'*Aedes geniculatus* Oliv. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences*, **205**: 182.
485. RUEDA SEVILLA, J. & HERNÁNDEZ VILLAR, R., 2008. Contribución al conocimiento de los Culícidos de Torreblanca (Castellón, España) (Diptera: Culicidae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, **32**(3-4): 315-325.
486. RUEDA, L.M., PATEL, K.J., AXTELL, R.C. & STINNER, R.E., 1990. Temperature-dependent development and survival rates of *Culex quinquefasciatus* and *Aedes aegypti* (Diptera: Culicidae). *Journal of Medical Entomology*, **27**(5): 892-898.
487. RUIZ ARRONDO, I., CASANOVA, A., DELACOUR ESTRELLA, S., ALARCÓN ELBAL, P.M., PINAL, R., CARMONA, V.J., ESTRADA, R., SÁNCHEZ MURILLO, J.M. & LUCIENTES, J., 2011. *Los culícidos (Diptera: Culicidae) de la Laguna del Cañizar de Villarquemado (Teruel), un humedal en recuperación. Cinco nuevas citas para la comunidad autónoma de Aragón* (Comunicación presentada al las XXVIII Jornadas de la Asociación Española de Entomología, La importancia económica de los artrópodos, Universidad de León, Ponferrada, 2011). Libro de resúmenes, 96 pp.
488. RUIZ ARRONDO, I., DELACOUR, S., ALARCÓN ELBAL, P., PINAL, R., MUÑOZ, A., BENGUA, M., CASTILLO, J.A. & LUCIENTES, J., 2010. Confirmación de la presencia de *Ochlerotatus (Ochlerotatus) sticticus* (Meigen, 1838) (Diptera: Culicidae) en la Península Ibérica. Segunda cita de España y primera de Aragón. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **46**: 428.
489. RUIZ CONTRERAS, S. & GÁLVEZ MORENO, C., 2010. *Bases técnicas para el control de culícidos en Punta Entinas-Sabinar*. [Informe Técnico]. Diputación de Huelva, Área de Medio Ambiente, Servicio de Control de Mosquitos. 46 pp.
490. RUIZ, S. & CÁCERES, F., 2004. Bases técnicas para el control de mosquitos culícidos en los arrozales de la comarca de La Janda, Cádiz (SW España). *Boletín de Sanidad Vegetal y Plagas*, **30**: 753-762.
491. RUIZ, S., CÁCERES, F., MAGALLANES, A., MORENO, J. & GÁLVEZ, J.C., 2008. Un ginandromorfo de *Ochlerotatus (Ochlerotatus) caspius* (Pallas, 1771) (Diptera: Culicidae) de Huelva (España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, **42**: 439-441.

492. RYDÉN, P., BJÖRK, R., SCHÄFER, M.L., LUNDSTRÖM, J.O., PETERSÉN, B., LINDBLOM, A., FORSMAN, M., SJÖSTEDT, A. & JOHANSSON, A., 2012. Outbreaks of tularemia in a boreal forest region depends on mosquito prevalence. *Journal of Infectious Diseases*, **205**: 297-304.
493. SAINZ ELIPE, S., LATORRE, J.M., ESCOSA, R., MASIÀ, M., FUENTES, M.V., MAS-COMA, S. & BARGUES, M.D., 2010. Malaria resurgence risk in southern Europe: climate assessment in an historically endemic area of rice fields at the Mediterranean shore of Spain. *Malaria Journal*, **9**(1): 221-237.
494. SAN MARTÍN, J.L., BRATHWAITE, O., ZAMBRANO, B., ORLANDO SOLÓRZANO, J., BOUCKENOOGHE, A., DAYAN, G.H. & GUZMÁN M.G., 2010. The epidemiology of dengue in the Americas over the last three decades: a worrisome reality. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **82**(1): 128-135.
495. SÁNCHEZ COVISA, A., 1985. *Culicidos arborícolas de Madrid: biología, ecología y descripción de una nueva especie*. Ed. Universidad Complutense de Madrid. 310 pp.
496. SÁNCHEZ COVISA, A., GUILLÉN LLERA, J.L. & RODRÍGUEZ RODRÍGUEZ, J.A., 1985. Larvas de dípteros hallados en los huecos de árbol en la provincia de Madrid. *Boletim da Sociedade Portuguesa de Entomologia*, **1**: 449-457.
497. SÁNCHEZ COVISA, A., GUILLÉN LLERA, J.L. & ZAPATERO, L.M., 1979. *Estudio de Anopheles plumbeus Stephens, 1828 (Diptera, Culicidae)*. II Congreso Nacional de Parasitología, León, del 1-4 octubre. 145 pp.
498. SANTA ANA, M., KHADEM, M. & CAPELA, R., 2006. Natural infection of *Culex theileri* (Diptera, Culicidae) with *Dirofilaria immitis* (Nematoda, Filarioidea) on Madeira Island, Portugal. *Journal of Medical Entomology*, **43**: 104-106.
499. SANTANDER MONTES, A.J. & RUIZ VAQUERO, R., 2004. *Relación entre variables cuantitativas*. Informática Médica II, Editorial ECIMED. 30 pp.
500. SATTI, M.H. & HASEEB, M.A., 1966. An outbreak of yellow fever in the Southern Fung and Upper Nile province, Republic of the Sudan. *Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **69**: 36-44.
501. SCHÄFER, M., 2004. *Mosquitoes as a part of a wetland*. Comprehensive Summaries of Uppsala Dissertations from the Faculty of Science and Technology. 63 pp.
502. SCHÄFER, M., STORCH, V., KAISER, A., BECK, M. & BECKER, N., 1997. Dispersal behavior of adult snow melt mosquitoes in the Upper Rhein Valley, Germany. *Journal of Vector Ecology*, **22**(1): 1-5.

503. SCHAFFNER, F., ANGEL, G., GEOFFROY, B., HERVY, J.O. & RHAËIM, A., 2001. *The mosquitoes of Europe/Les moustiques d'Europe* [programa de ordenador]. Montpellier, France: IRD Éditions and EID Méditerranée.
504. SCHLUTER, D. & RICKLEFS, R.E., 1993. *Species diversity: an introduction to the problem*. In: RICKLEFS, R.E. & SCHLUTER, D. (editors), *Species diversity in ecological communities: historical and geographical perspectives*. The University of Chicago Press, Chicago. 12 pp.
505. SCHOLTE, E.J., KNOLS, B.G.J., SAMSON, R.A. & TAKKEN, W., 2004. Entomopathogenic fungi for mosquito control: a review. *Journal of Insect Science*, **4**(19): 1-24.
506. SCOTT, J.M., NORSE, E.A., ARITA, H.T., DOBSON, A., ESTES, J.A., FOSTE, M., GILBERT, B., JENSEN, D., KNIGHT, R.L. MATTSON, D. & SOULÉ, M.E., 1999. *The issue of scale in selecting and designing biological reserves*. 19-37 pp. In: SOLULÉ, M.E. & TERBORGH, J. (editors), *Continental conservation, acientific foundations of regional reserve networks*. Island Press, Washington, D.C.
507. SEGUY, E., 1921. Faune entomologique des Iles Canaries. Séjour de M. P. Lesne dans la Grande Canarie (1902-1903): II Dipteres Piqueurs. *Bulletin du Muséum National d'Histoire Naturelle*, Paris, **27**: 291-295.
508. SEGUY, E., 1924. Notes sur les moustiques II. *Encyclopedie Entomologique, Serie B*, **1**: 157-158.
509. SEGUY, E., 1927. Notes sur les moustiques III. *Encyclopedie Entomologique, Serie B*, **5**: 177-179.
510. SEGUY, E., 1951. *Atlas des Diptères de France, Belgique et Suisse. I. Introduction et caracteres généraux. Nematocères - Brachycères*. N. BOUBÉE & CIE Editors. Paris. 175 pp.
511. SENEVET, G. & ANDARELLI, L., 1954. Le genre *Aedes* en Afrique du Nord. I. Les larves. *Archives of Institute Pasteur d'Algerie*, **32**(4): 310-351.
512. SENEVET, G. & ANDARELLI, L., 1955. Races et variétés de l'*Anopheles claviger* Meigen, 1804. *Archives of Institute Pasteur d'Algerie*, **33**(2): 128-137.
513. SENEVET, G. & ANDARELLI, L., 1956. *Les Anopheles de l'Afrique du Nord et du Bassin Méditerranéen*. Encyclopedie Entomologique XXXIII. Ed. Paul Lechevalier, Paris. 280 pp.
514. SENEVET, G. & ANDARELLI, L., 1959. *Les Moustiques de l'Afrique du Nord et du Bassin Méditerranéen; Les genres Culex, Uranotaenia, Theobaldia, Orthopodomyia y*

- Mansonia*. Encyclopedie Entomologique XXXVII. Ed. Paul Lechevalier, Paris. 380 pp.
515. SERVICE, M.W., 1968. The ecology of the immature stages of *Aedes detritus*. *Journal of Applied Ecology*, **5**: 613-630.
516. SERVICE, M.W., 1971. Feeding behavior and host preferences of British mosquitoes. *Bulletin of Entomological Research*, **60**: 639-661.
517. SERVICE, M.W., 1973. Study of the natural predators of *Aedes cantans* (Meigen) using the precipitin test. *Journal of Medical Entomology*, **10**: 503-510.
518. SERVICE, M.W., 1993a. *Mosquitoes (Culicidae)*. 120-240 pp. In: LANE, R.P. & CROSSKEY, R.W. (editors), *Medical Insects and Arachnids*. Chapman & Hall, London. 723 pp.
519. SERVICE, M.W., 1993b. *Mosquito ecology. Field sampling methods*. Second edition, Elsevier Science Publishers Ltd. England. 998 pp.
520. SEYLER, T., RIZZO, T., FINARELLI, A.C., PO, C., ALESSIO, P., SAMBRI, V., CIOFI DEGLI ATTI, M.L. & SALMASO, S., 2008. Autochthonous Chikungunya virus transmission may have occurred in Bologna, Italy, during the summer 2007 outbreak. *Euro Surveillance*, **13**(1-3): 117-118.
521. SHIRAKO, Y., NIKLASSON, B.J., DALRYMPLE, M., STRAUSS, E.G. & STRAUSS, J.H., 1991. Structure of the Ockelbo virus genome and its relationship to other Sindbis viruses. *Virology*, **182**: 753-764.
522. SICART, M., 1951. Note sur la présence de *Culex mimeticus* Noè 1899, en Tunisie. *Bulletin de la Société des Sciences Naturelles de Tunisie*, **4**: 60-61.
523. SIMKOVA, A., 1962. Tahyna virus in birds. *Acta Virologica*, **6**: 190.
524. SIMÓN, F., LÓPEZ BELMONTE, J., MARCOS ATXUTEGI, C., MORCHÓN, R. & MARTÍN PACHO, J.R., 2005. What is happening outside North America regarding human dirofilariasis?. *Veterinary Parasitology*, **133**: 181-189.
525. SIMSEK, F.M., 2004. Seasonal larval and adult population dynamics and breeding habitat diversity of *Culex theileri* Theobald, 1903 (Diptera: Culicidae) in the Gölbaci District, Ankara, Turkey. *Turkish Journal of Zoology*, **28**: 337-344.
526. SIRIVANAKARN, S., 1976. Medical entomology studies III. A revision of the subgenus *Culex* in the Oriental region (Diptera: Culicidae). *Contributions to the American Entomological Institute*, **12**(2): 1-272.
527. SJÖSTEDT, A., 2005. *Family XVII, Francisellaceae. Genus I, Francisella*. In: BRENNER, D.J. (editor). *Bergey's manual of systemic bacteriology*. Springer-Verlag, New York. 721 pp.

528. SLUKA, 1969. *The clinical picture of the Calovo virus infection*. In: BÁRDOS, V. (editor), Arboviruses of the California complex and the Bunyamwera group. 337-339 pp. Proceedings of the Slovak Academy of Sciences Symposium, Bratislava. 412 pp.
529. SMITH, K.G.V., 1973. *Insects and other arthropods of medical significance*. British Museum of Natural History, London. 561 pp.
530. SNODGRASS, R.E., 1935. *Principles of Insect Morphology*. 4th edition, McGraw-Hill Book Company, New York and London.
531. SNODGRASS, R.E., 1959. The anatomical life of the mosquito. *Smithsonian Miscellaneous Collections*, **39**(8): 1-87.
532. SOLBRIG, O.T., 1991. *From genes to ecosystems: a research agenda for biodiversity*. IUBS-SCOPE-UNESCO, Cambridge, 124 pp.
533. SPIELMAN, A., 1959. Studies in autogeny in *Culex pipiens* populations in nature. *American Journal of Epidemiology*, **80**(2): 175-183.
534. SPURR, E.B., 2004. *Preliminary risk assessment for the establishment of West Nile virus in New Zealand*. Manaaki Whenua Press, Lincoln, New Zealand. 31 pp.
535. STONE, A., 1957. Corrections in the taxonomy and nomenclature of mosquitoes (Diptera, Culicidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, **58**: 333-344.
536. STONE, A., KNIGHT, K.L. & STARCKE, H., 1959. A synoptic catalog of the mosquitoes of the world (Diptera, Culicidae). *Thomas Say Foundation*, **6**: 1-358.
537. STRICKMAN, D., 1980. Stimuli affecting selection of oviposition sites by *Aedes vexans* (Diptera: Culicidae): moisture. *Mosquito News*, **40**: 236-245.
538. SUDIA, W.D., NEWHOUSE, W.F., CALISHER, C.H. & CHAMBERLAIN R.W., 1971. California group arboviruses: isolations from mosquitoes in North America. *Mosquito News*, **31**(4): 576-600.
539. SUGIHARA, G., 1980. Minimal community structure: an explanation of species abundance patterns. *American Naturalist*, **116**: 770-787.
540. SURTEES, G., 1959. Functional and morphological adaptations of the larval mouthparts in the subfamily Culicinae (Diptera) with a review of some related studies by Montschadsky. *Proceedings of the Royal Entomological Society of London*, **24**: 7-16.
541. SUTCLIFFE, J.F., 1987. Distance orientation of biting flies to their hosts. *Insect Science and its Applications*, **8**: 611-616.

542. TAKATA, N. & HARWOOD, R.F., 1964. Fatty acids composition during postembrionic development of the mosquito *Culex tarsalis*. *Annals of the Entomological Society of America*, **57**(6): 749-753.
543. TAKKEN, W. & KNOLS, B.G.J., 1990. Flight behaviour of *Anopheles gambiae* Giles (Diptera: Culicidae) in response to host stimuli: a windtunnel study. *Proceedings of the Experimental and Applied Entomology*, **1**: 121-128.
544. TAKKEN, W., CONSTANTINI, C., DOLO, G., HASSANALI, A., SAGON, N. & OSIR, E., 2006. *Mosquito mating behaviour*. In: KNOLS, G.J., Bridging laboratory and field research for genetic control of disease vectors. Springer, Netherlands. 183-188 pp.
545. TELFORD, A.D., 1963. A consideration of diapause in *Aedes nigromaculis* and other aedine mosquitoes (Diptera: Culicidae). *Annals of the Entomological Society of America*, **56**(4): 409-418.
546. THEOBALD, F.V., 1903. *A monograph of the Culicidae or mosquitoes*. Vol. 3, British Museum (Natural History), London. 359 pp.
547. TORRES CAÑAMARES, F., 1932. Notas sobre Phlebotomos y Anofelinos de algunos lugares de la provincia de Cáceres. *Medicina de los Países Cálidos*, **5**: 28-32.
548. TORRES CAÑAMARES, F., 1934. Observaciones sobre los *Anopheles maculipennis* y sus razas en Camporredondo (Jaén). *Medicina de los Países Cálidos*, **7**: 53-72.
549. TORRES CAÑAMARES, F., 1944a. La determinación de las especies españolas del género *Anopheles* Mg. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **18**: 629-637.
550. TORRES CAÑAMARES, F., 1944b. Nota sobre tres culícidos nuevos para España. (Diptera, Culicidae). *Eos*, **20**: 65-70.
551. TORRES CAÑAMARES, F., 1944c. Contribución al conocimiento del *Anopheles claviger* Mg. de España. (Diptera, Culicidae). *Eos*, **20**: 233-245.
552. TORRES CAÑAMARES, F., 1945. Culícidos de la provincia de Cuenca (Dip. Cul.). *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **19**: 1-15.
553. TORRES CAÑAMARES, F., 1946. Nuevos datos sobre el *Anopheles marteri* Sen. y Pru. en España. ¿Se trata de una variedad? (Dipt Cul.). *Eos*, **22**: 47-59.
554. TORRES CAÑAMARES, F., 1951a. Una nueva especie de *Aedes*. (Diptera, Culicidae). *Eos*, **27**: 79-92.
555. TORRES CAÑAMARES, F., 1951b. La presencia de *Aedes (Stegomyia) vittatus* Big. en el Mediterráneo y algunas observaciones sobre el mismo. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **25**: 435-443.

556. TORRES CAÑAMARES, F., 1957. A propósito de *Anopheles marteri* Sen y Prun., 1927. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **31**: 101-105.
557. TORRES CAÑAMARES, F., 1979. Breve relación crítica de los mosquitos Españoles. *Revista de Sanidad e Higiene Pública*, **31**: 101-105.
558. TRAAVIK, T., MEHL, R. & WIGER, R., 1985. Mosquito-borne arboviruses in Norway: further isolations and detection of antibodies to California encephalitis viruses in human, sheep and wildlife sera. *Journal of Hygiene*, **94**(1): 111-122.
559. TRIMBLE, R.M. & SMITH, S.M., 1978. Geographic variation in development time and predation in the tree-hole mosquito, *Toxorhynchites rutilus septentrionalis*. *Canadian Journal of Zoology*, **56**: 2156-2165.
560. TRIMBLE, R.M. & WELLINGTON, W.G., 1979. Effects of salinity on site selection by ovipositing *Aedes togoi* (Diptera: Culicidae). *Canadian Journal of Zoology*, **57**: 593-596.
561. TRPIS, M., 1972. Development and predatory behaviour of *Toxorhynchites brevipalpis* (Diptera: Culicidae) in relation to temperature. *Environmental Entomology*, **1**: 537-546.
562. UNEP, 1992. *Convention on biological diversity*. United Nations Environmental Program, Environmental Law and Institutions Program Activity Centre. Nairobi. 1040 pp.
563. VÁZQUEZ, A., RUIZ, S., HERRERO, L., MORENO, J., MOLERO, F., MAGALLANES, A., SÁNCHEZ SECO, M.P., FIGUEROLA, J. & TENORIO, A., 2011. West Nile and Usutu viruses in mosquitoes in Spain, 2008-2009. *American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, **85**(1): 178-181.
564. VIDAL JORDANA, J. & DEL PINO Y DE LA VEGA, M., 1931. Dispensario antipalúdico del Grao de Castellón. *Boletín Técnico de la Dirección General de Sanidad*, **6**(5): 257-291.
565. WALLACE, J.B. & MERRITT, R.W., 1980. Filter-feeding ecology of aquatic insect. *Annual Review of Entomology*, **25**: 103-132.
566. WALLIS, R.C., TAYLOR, R.M. & HENDERSON, J.R., 1960. Isolation of eastern equine encephalomyelitis virus from *Aedes vexans* from Connecticut. *Proceedings of the Society for Experimental Biology and Medicine*, **103**: 442-444.
567. WALTER REED BIOSYSTEMATICS UNIT (WRBU), 2011. *Systematic Catalog of Culicidae*. Smithsonian Institution. Disponible en: <http://www.mosquitocatalog.org>

568. WALTON, W.E., 2007. Larvivorous fish including *Gambusia*. *Journal of the American Mosquito Control Association*, **23**: 184-220.
569. WEISER, J., 1991. *Biological control of vectors*. John Wiley & Sons Ltd., West Sussex, England. 189 pp.
570. WEISSENBOCK, H., KOLODZIEJEK, J., FRAGNER, K., KUHN, R. PFEFFER, M. & NOWOTNY, N., 2003. Usutu virus activity in Austria, 2001-2002. *Microbes and Infection*, **5**: 1132-1136.
571. WEISSENBOCK, H., KOLODZIEJEK, J., URL, A., LUSSY, H., REBEL BAUDER, B. & NOWOTNY, N., 2002. Emergence of Usutu virus, an african mosquito-borne flavivirus of the Japanese Encephalitis virus group, Central Europe. *Emerging Infectious Diseases*, **8**(7): 652-656.
572. WESENBERG-LUND, C., 1921. Contributions to the biology of Danish Culicidae. *Danske Videnskabernes Selskabs Skrifter*, **7**: 1-110.
573. WEYER, F., 1939. *Die Malaria überträger*. Leipzig, Thieme. 104 pp.
574. WHITE, G.B., 1975. Notes on a Catalogue of Culicidae of the Ethiopian Region. *Mosquito Systematics*, **7**: 303-343.
575. WHITTAKER, R.H., 1972. Evolution and measurement of species diversity. *Taxon*, **21**(2-3): 213-251.
576. WORLD HEALTH ORGANIZATION (WHO), 2011. *World malaria report: 2011*. WHO Library Cataloguing in Publication Data. Disponible en: http://www.who.int/malaria/world_malaria_report_2011/
577. WORLD HEALTH ORGANIZATION/IPCS (WHO/IPCS), 1999. *Bacillus thuringiensis, environmental health criteria*. ILO. 217 pp.
578. WIGGLESWORTH, V.B., 1933. The function of the anal gills of the mosquito larva. *Journal of Experimental Biology*, **10**: 27-37.
579. WIGGLESWORTH, V.B., 1950. *The Principles of Insect Physiology*. 4th edition, Methuen, London.
580. WILSON, M.V. & SHMIDA, A., 1984. Measuring beta diversity with presence-absence data. *Journal of Ecology*, **72**: 1055-1064.
581. WOODHALL, J.P., 1964. The viruses isolated from arthropods at the East African Virus Research Institute in the 26 years ending December 1963. *Proceedings of the East African Academy*, **2**: 141-146.

- 582. WOODRING, J. & DAVIDSON, E.W., 1996. Biological control of mosquitoes. In: BEATY, B.J. MARQUARDT, W.C. (editors) The biology of disease vectors. University Press Colorado, USA. 530-548 pp.
- 583. YERUHAM, I., BRAVERMAN, Y., YADIN, H., CHAI, D., VAN HAM, M., TIOMKIN, D. & FRANK, D., 2002. Epidemiological investigations of outbreaks of bovine ephemeral fever in Israel. *Veterinary Record*, **151**: 117-121.
- 584. YILDIRIM, A., INCI, A., DUZLU, O., BISKIN, Z., ICA, A. & SAHIN, I., 2011. *Aedes vexans* and *Culex pipiens* as the potential vectors of *Dirofilaria immitis* in Central Turkey. *Veterinary Parasitology*, **178**: 143-147.
- 585. YOID, G., 2004. *Alphavirus*. In: *Principles and Practice of Clinical Virology*. Fifth edition. John Wiley & Sons Ltda, Chinchester
- 586. ZAR, J.H., 1996. *Biostatistical analysis*. 3ª edición. Prentice Hall. New Jersey. 998 pp.

Capítulo 9. Índice taxonómico

9.1. Índice taxonómico (familia Culicidae)

A

Aedes aegypti; 2, 24, 43, 45, 285, 286, 311, 312, 332, 340, 343, 349, 370.

Aedes albopictus; VII, IX, X, 16, 25, 45, 46, 283, 285, 286, 311, 337, 338, 339, 341, 343, 369.

Aedes argenteus; 43.

Aedes atropalpus; 333.

Aedes berlandi; 43.

Aedes cantans; 373.

Aedes cantator; 330.

Aedes cantor; 357.

Aedes caspius; 44, 368, 370.

Aedes cinereus; 23, 293.

Aedes detritus; 44, 362, 373.

Aedes dorsalis; 335.

Aedes eatoni; 25, 341.

Aedes excrucians; 30.

Aedes geminus; 23.

Aedes **género**; 5, 7, 23, 30, 47, 48, 50, 52, 53, 141, 155, 198, 224, 282, 284, 286, 293, 294, 303, 304, 332, 341, 348, 358, 366, 372, 375.

Aedes geniculatus; 43, 44, 370.

Aedes hendersoni; 363.

Aedes longitubus; 26.

Aedes mariae; 28, 357.

var. *zammittii*; 28.

Aedes nigromaculis; 375.

Aedes refikii; 148.

Aedes rusticus; 148.

Aedes sollicitans; 357.

Aedes surcoufi; 30.

Aedes taeniorhynchus; 335, 362.

Aedes togoi; 331, 376.

Aedes triseriatus; 355, 363.

Aedes vexans; IV, VI, 24, 155, 156, 157, 158, 171, 188, 204, 205, 206, 209, 215, 217, 218, 221, 236, 283, 287, 293, 304, 311, 313, 314, 315, 318, 349, 352, 363, 374, 376, 378.

Aedes vittatus; 13, 24, 35, 158, 159, 160, 171, 188, 204, 205, 206, 209, 215, 217, 218, 219, 221, 236, 304, 312, 319, 337, 348, 359, 360, 362, 368, 375.

Aedimorphus **subgénero**; 24, 366.

Aedini **tribu**; 6, 7, 23, 366, 367.

Allotheobaldia **subgénero**; 37.

Anopheles algeriensis; 7, 16, 20, 43, 45, 46, 171, 192, 338, 340, 341.

var. *atroparvus*; 44, 340.

var. *labranchiae*; 340.

Anopheles atroparvus; 17, 45, 46, 145, 146, 147, 148, 155, 171, 182, 188, 192, 194, 202, 204, 205, 206, 207, 215, 217, 218, 221, 236, 241, 280, 283, 287, 304, 310, 311, 313, 314, 315, 319, 353.

Anopheles bifurcatus; 17.

Anopheles cinereus; 21, 293.

var. *hispaniola*; 21, 23, 43, 45, 46, 182, 303.

Anopheles claviger; 17, 43, 45, 46, 147, 148, 149, 182, 188, 194, 204, 205, 206,

- 208, 209, 215, 216, 217, 218, 221, 236, 239, 280, 283, 293, 304, 309, 310, 311, 314, 315, 318, 319, 336, 342, 350, 354, 372, 375.
- var. petragrani;** 17.
- Anopheles funestus*; 362.
- Anopheles gambiae*; 333, 353, 362, 375.
- Anopheles* **género**; 12, 16, 48, 50, 52, 53, 59, 135, 136, 140, 145, 148, 180, 206, 224, 278, 280, 282, 284, 294, 303, 304, 345, 349, 364, 366, 372, 375.
- Anopheles hispaniola*; 21, 23, 341, 345.
- Anopheles hyrcanus*; 18, 42, 45, 46, 202, 345.
- var. pseudopictus**; 345.
- Anopheles labranchiae*; 18, 43, 45, 46, 188, 280, 303, 335.
- var. atroparvus**; 17, 19, 43.
- var. labranchiae**; 19, 44.
- Anopheles maculipennis*; 12, 19, 10, 46, 188, 192, 206, 207, 283, 293, 315, 334, 336, 343, 348, 350, 356, 358, 363, 375.
- var. atroparvus**; 351, 356, 368.
- var. claviger**; 336.
- var. labranchiae**; 18, 44, 335.
- var. maculipennis**; 19.
- var. subalpinus**; 43.
- Anopheles maculipennis s.l.*; IX, 42, 43, 44, 45, 194, 293.
- Anopheles maculipennis s.s.*; 17, 19, 148, 149, 150, 151, 171, 209, 215, 217, 218, 221, 236, 239, 280, 304, 310, 313, 314, 319.
- Anopheles marteri*; 13, 20, 45, 46, 148, 151, 152, 153, 182, 192, 194, 198, 204, 205, 206, 215, 216, 217, 218, 221, 236, 303, 304, 318, 375, 376.
- var. conquensis**; 20.
- Anopheles melanoor*; 20, 22, 23, 43, 45, 280, 303, 355.
- var. melanoor**; 19.
- var. subalpinus**; 19, 20, 22, 44.
- Anopheles melas*; 347.
- Anopheles messae*; 19.
- Anopheles missirolii*; 342.
- var. pollutus**; 18.
- Anopheles multicolor*; 22, 341, 344.
- Anopheles nigripes*; 21.
- Anopheles occidentalis*; 19.
- Anopheles petragrani*; 17, 21, 44, 46, 148, 153, 154, 155, 182, 192, 194, 198, 204, 205, 206, 208, 210, 211, 212, 215, 216, 217, 218, 221, 227, 232, 236, 238, 239, 241, 242, 243, 250, 267, 303, 309, 319, 342.
- Anopheles pictus*; 23.
- Anopheles plumbeus*; 21, 43, 45, 46, 168, 176, 337, 349, 371.
- Anopheles pseudopictus*; 18, 42.
- Anopheles quadriannulatus*; 364.
- Anopheles quadrimaculatus*; 352.
- Anopheles sacharovi*; 19, 202.
- Anopheles sergentii*; 22.
- Anopheles subalpinus*; 22, 23, 280, 355.
- Anopheles* **subgénero**; 16.
- Anopheles superpictus*; 23, 182, 188.

Anophelinae **subfamilia**; 2, 4, 5, 6, 7, 16, 46, 52, 137, 138, 140, 145, 213, 221, 222, 236, 237, 337.

B

Barrandius **subgénero**; 32, 362.

Bironella **género**; 135, 136.

C

Cellia **subgénero**; 21.

Chagasia **género**; 135, 136.

Coquillettidia buxtoni; 40, 45, 46.

Coquillettidia **género**; 40, 48, 52, 55, 56, 282, 284, 366.

Coquillettidia richiardi; 40, 283, 287, 293.

Coquillettidia **subgénero**; 40.

Culex annulatus; 39.

Culex apicalis; 36, 37.

Culex arbieeni; 13, 36.

Culex atropalpus; 344.

Culex deserticola; 35, 366.

Culex **género**; 2, 5, 32, 48, 50, 52, 53, 59, 141, 177, 180, 224, 282, 284, 289, 294, 302, 369, 372.

Culex hortensis hortensis; 36, 182, 188, 189, 190, 191, 192, 194, 198, 202, 204, 205, 206, 208, 209, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 221, 224, 227, 232, 236, 238, 239, 240, 243, 244, 250, 267, 303, 309, 319.

Culex impudicus; 36, 37, 146, 148, 155, 171, 182, 188, 191, 192, 193, 194, 199, 202, 204, 205, 206, 208, 210, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 221, 224, 227, 236, 242, 309, 319.

Culex laticinctus; IV, VI, 32, 179, 180, 181, 188, 192, 199, 204, 205, 206, 208, 210, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 221, 224, 232, 236, 238, 239, 240, 241, 242, 244, 245, 250, 267, 303, 309, 315.

Culex mimeticus; 33, 44, 181, 182, 183, 192, 194, 204, 205, 206, 208, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 221, 227, 236, 241, 244, 250, 287, 309, 313, 319, 373.

Culex modestus; 32, 44, 45, 46, 177, 178, 179, 184, 188, 202, 204, 205, 206, 208, 209, 212, 215, 217, 218, 222, 225, 236, 245, 283, 287, 289, 293, 308, 311, 312, 313, 314, 315, 318, 319, 362.

Culex ornatus; 26.

Culex perexiguus; 35, 188, 351.

Culex pipiens; 2, 33, 43, 45, 146, 148, 171, 182, 183, 184, 185, 186, 188, 192, 194, 198, 203, 204, 205, 206, 208, 209, 210, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 222, 223, 224, 227, 232, 236, 238, 240, 241, 242, 243, 244, 245, 246, 247, 250, 267, 282, 287, 289, 292, 303, 308, 309, 311, 312, 313, 313, 314, 315, 318, 339, 342, 345, 351, 359, 361, 369, 374, 378.

var. ciliaris; 23.

var. molestus; 185, 287.

var. pipiens; 185, 287.

var. quinquefasciatus; 2.

Culex quinquefasciatus; 344.

Culex spathipalpis; 37.

Culex **subgénero**; 32, 331, 345, 352, 359, 373.

Culex tarsalis; 375.

Culex territans; 36, 37, 148, 182, 192, 193, 194, 195, 199, 202, 203, 204, 205, 206, 208, 210, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 221, 222, 236, 241, 242, 304, 309, 319.

Culex theileri; 34, 44, 45, 46, 146, 148, 171, 182, 186, 187, 188, 192, 203, 204, 205, 206, 207, 215, 218, 222, 237, 283, 287, 289, 311, 313, 314, 318, 361, 371, 373.

Culex torrentium; 34, 35, 331.

Culex univittatus; 35, 182, 287, 351, 359.

Culicella **subgénero**; 38.

Culicini **tribu**; 5, 6, 32.

Culiseta annulata; 39, 43, 45, 46, 148, 171, 180, 188, 192, 194, 197, 198, 199, 201, 204, 205, 206, 210, 211, 213, 215, 217, 218, 221, 222, 225, 237, 241, 245, 247, 287, 293, 312, 313, 315, 318, 319.

Culiseta fumipennis; 38.

Culiseta **género**; 37, 48, 50, 52, 59, 195, 59, 282, 284, 302.

Culiseta inornata; 347.

Culiseta litorea; 38, 45, 46.

Culiseta longiareolata; IV, VI, 37, 45, 46, 171, 180, 182, 188, 192, 194, 195, 196, 197, 199, 204, 205, 206, 208, 210, 211, 212, 213, 215, 216, 217, 218, 219, 222, 223, 224, 225, 227, 232, 237, 238, 239, 240, 241, 242, 243, 244, 245, 246, 247, 250, 267, 303, 308, 309, 315, 318, 353.

Culiseta morsitans; 39, 198.

Culiseta **subgénero**; 39, 48, 52.

Culiseta subochrea; 40, 44, 45, 46, 171, 200, 201, 202, 204, 205, 206, 210, 211, 213, 215, 217, 218, 221, 222, 225, 237, 241, 235, 247, 315, 319.

Culisetini **tribu**; 37.

F

Finlaya **subgénero**; 25, 161, 166, 366.

Fredwardsius **subgénero**; 24.

M

Maillotia **subgénero**; 35.

Mansonia **género**; 40, 55, 56, 373.

Mansoniini **tribu**; 40.

Megarhinini **tribu**; 5.

Myzomyia hispaniola; 21, 43, 342, 343, 352.

Myzomyia sergentii; 22.

Myzomyia **subgénero**; 345.

Myzomyia superpictus; 23.

N

Neoculex **subgénero**; 36, 193, 358.

O

Ochlerotatus annulipes; 171.

Ochlerotatus berlandi; 26, 45, 167, 168, 169, 176, 204, 205, 206, 207, 215, 217, 218, 222, 237, 303, 304, 318.

Ochlerotatus cantans; 26, 171, 293, 360.

Ochlerotatus caspius; 27, 45, 46, 169, 170, 171, 172, 173, 174, 188, 199, 204, 205, 206, 208, 209, 212, 217, 218, 222, 224, 227, 232, 237, 245, 246, 247, 249, 267, 283, 287, 293, 309, 311, 313, 314, 315, 339, 370.

Ochlerotatus cataphylla; 27.

Ochlerotatus communis; 293.

Ochlerotatus detritus; 27, 45, 46, 171, 172, 173, 174, 175, 188, 199, 204, 205, 206, 208, 209, 212, 215, 217, 218, 222, 225, 227, 232, 237, 245, 236, 247, 249, 283, 309, 311, 314, 315.

Ochlerotatus dorsalis; 28, 46.

Ochlerotatus eatoni; 25.

Ochlerotatus echinus; 25, 161, 162, 164, 166, 168, 177, 204, 205, 206, 215, 217, 218, 222, 237, 304, 319.

Ochlerotatus flavescens; 28, 293.

Ochlerotatus geniculatus; 26, 45, 163, 164, 165, 166, 167, 168, 176, 204, 205, 206, 215, 217, 218, 222, 237, 241, 283, 304, 314, 319.

Ochlerotatus gilcolladoi; 26, 165, 166, 167, 168, 176, 204, 205, 206, 215, 217, 218, 222, 237, 304, 318, 359.

Ochlerotatus intrudens; 171.

Ochlerotatus leucomelas; 28.

Ochlerotatus mariae; 28, 46, 171, 337.

var. *zammittii*; 31.

Ochlerotatus mariae s.s.; 29, 30.

Ochlerotatus pulcritarsis; 29, 175, 176, 177, 204, 205, 206, 215, 217, 218, 222, 237, 303, 304, 318.

Ochlerotatus pullatus; 13, 29.

Ochlerotatus punctor; 29, 293.

Ochlerotatus quasirusticus; 31, 359.

Ochlerotatus refikii; 31.

Ochlerotatus rusticus; 31.

Ochlerotatus sticticus; 30, 171, 293, 370.

Ochlerotatus **subgénero**; 26, 366.

Ochlerotatus surconfi; 30.

Ochlerotatus zammittii; 30.

Orthopodomyia **género**; 41, 48, 366, 372.

Orthopodomyia pulcripalpis; 41, 45, 168.

Orthopodomyia **subgénero**; 41.

Orthopodomyiini **tribu**; 41.

P

Pseudoficalbia **subgénero**; 41, 360.

R

Rusticoides **subgénero**; 31, 359.

S

Sabethes **género**; 5.

Stegomyia **subgénero**; 24, 43, 341, 343, 348, 358, 369, 375.

T

Theobaldia annulata; 43.

Theobaldia fumipennis; 38.

Theobaldia **género**; 5, 372.

Theobaldia litorea; 38.

Theobaldia morsitans; 39.

Theobaldia subochrea; 40.

Toxorhynchites auranticauda; 355.

Toxorhynchites brevipalpis; 376.

Toxorhynchites **género**; 53, 361.

Toxorhynchites rutilus; 376.

Toxorhynchitinae **subfamilia**; 4, 5, 6, 8.

Toxorhynchitini **tribu**; 5, 6.

U

Uranotaenia **género**; 5, 41, 48, 59, 202, 303, 333, 366, 372.

Uranotaenia unguiculata; VII, 41, 45, 46,
141, 180, 188, 199, 202, 203, 204,
205, 206, 208, 209, 215, 217, 218,
222, 225, 237, 315, 319, 338, 356,
360.

Uranotaeniini **tribu**; 41.

Capítulo 10. Anexos

10.1. Anexo I: Mapas de distribución provinciales de los culicidos españoles

A continuación quedan recogidos los mapas de distribución provincial de todas las especies de mosquitos citadas en España (tanto en territorio peninsular como insular) previas a la realización del presente trabajo, cuya descripción y consideraciones quedan descritas en el **apartado 1.3.1** de esta misma Tesis Doctoral.



Fig. 10.1.1. Distribución de *An. algeriensis*.



Fig. 10.1.2. Distribución de *An. atroparvus*.



Fig. 10.1.3. Distribución de *An. cinereus hispaniola*.



Fig. 10.1.4. Distribución de *An. claviger*.



Fig. 10.1.5. Distribución de *An. byzantinus*.



Fig. 10.1.6. Distribución de *An. labranchiae*.

Fig. 10.1.7. Distribución de *An. maculipennis s.l.*Fig. 10.1.8. Distribución de *An. maculipennis s.s.*Fig. 10.1.9. Distribución de *An. marteri*.Fig. 10.1.10. Distribución de *An. melanoon*.Fig. 10.1.11. Distribución de *An. multicolor*.Fig. 10.1.12. Distribución de *An. petragani*.Fig. 10.1.13. Distribución de *An. plumbeus*.Fig. 10.1.14. Distribución de *An. sergentii*.



Fig. 10.1.15. Distribución de *An. superpictus*.



Fig. 10.1.16. Distribución de *Ae. geminus*.



Fig. 10.1.17. Distribución de *Ae. vexans*.



Fig. 10.1.18. Distribución de *Ae. vittatus*.



Fig. 10.1.19. Distribución de *Ae. aegypti*.



Fig. 10.1.20. Distribución de *Ae. albopictus*.



Fig. 10.1.21. Distribución de *Oc. eatoni*.



Fig. 10.1.22. Distribución de *Oc. echinus*.

Fig. 10.1.23. Distribución de *Oc. geniculatus*.Fig. 10.1.24. Distribución de *Oc. gilcolladoi*.Fig. 10.1.25. Distribución de *Oc. berlandi*.Fig. 10.1.26. Distribución de *Oc. cantans*.Fig. 10.1.27. Distribución de *Oc. caspius*.Fig. 10.1.28. Distribución de *Oc. cataphylla*.Fig. 10.1.29. Distribución de *Oc. detritus*.Fig. 10.1.30. Distribución de *Oc. dorsalis*.



Fig. 10.1.31. Distribución de *Oc. flavescens*.



Fig. 10.1.32. Distribución de *Oc. leucomelas*.



Fig. 10.1.33. Distribución de *Oc. mariae*.



Fig. 10.1.34. Distribución de *Oc. pulcritarsis*.



Fig. 10.1.35. Distribución de *Oc. pullatus*.



Fig. 10.1.36. Distribución de *Oc. punctor*.



Fig. 10.1.37. Distribución de *Oc. sticticus*.



Fig. 10.1.38. Distribución de *Oc. surconfi*.

Fig. 10.1.39. Distribución de *Oc. zammitii*.Fig. 10.1.40. Distribución de *Oc. quasirusticus*.Fig. 10.1.41. Distribución de *Oc. refiki*.Fig. 10.1.42. Distribución de *Oc. rusticus*.Fig. 10.1.43. Distribución de *Cx. modestus*.Fig. 10.1.44. Distribución de *Cx. laticinctus*.Fig. 10.1.45. Distribución de *Cx. mimeticus*.Fig. 10.1.46. Distribución de *Cx. pipiens*.



Fig. 10.147. Distribución de *Cx. theileri*.



Fig. 10.148. Distribución de *Cx. torrentium*.



Fig. 10.149. Distribución de *Cx. univittatus*.



Fig. 10.150. Distribución de *Cx. perexiguus*.



Fig. 10.151. Distribución de *Cx. deserticola*.



Fig. 10.152. Distribución de *Cx. hortensis hortensis*.



Fig. 10.153. Distribución de *Cx. arbieeni*.



Fig. 10.154. Distribución de *Cx. impudicus*.

Fig. 10.1.55. Distribución de *Cx. territans*.Fig. 10.1.56. Distribución de *Cs. longiareolata*.Fig. 10.1.57. Distribución de *Cs. fumipennis*.Fig. 10.1.58. Distribución de *Cs. litorea*.Fig. 10.1.59. Distribución de *Cs. morsitans*.Fig. 10.1.60. Distribución de *Cs. annulata*.Fig. 10.1.61. Distribución de *Cs. subochrea*.Fig. 10.1.62. Distribución de *Cq. richiardii*.



Fig. 10.1.63. Distribución de *Cq. buxtoni*.



Fig. 10.1.64. Distribución de *Or. pulcripalpis*.



Fig. 10.1.65. Distribución de *Ur. unguiculata*.