

MONOGRAFIAS S.E.A.

Sociedad Entomológica Aragonesa

Vol.

6



Estudio de la entomofauna asociada a
cadáveres en el Alto Aragón (España)

Manuel Castillo Miralbes

ZARAGOZA, 2002

MONOGRAFÍAS S.E.A. — vol. 6

Primera Edición: Zaragoza, 2002.

Título: Estudio de la entomofauna asociada a cadáveres en el Alto Aragón (España)

Autores: Manuel Castillo Miralbes

Edita: Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA).
Avda. Radio Juventud, 37
50012 – Zaragoza (España)
Director de publicaciones: A. Melic
amelic@retemail.es
<http://entomologia.rediris.es/sea>

Maquetación y Diseño: A. Melic

Portada: *Lucilia sericata*

Imprime: Gorfi, S.A.
c/.Menéndez Pelayo, 4
50009 – Zaragoza (España)

I.S.B.N.: 84 – 922495 – 7 – 9

Depósito Legal: Z – 1789 – 94

© El autor (por la obra)

© SEA (por la edición).

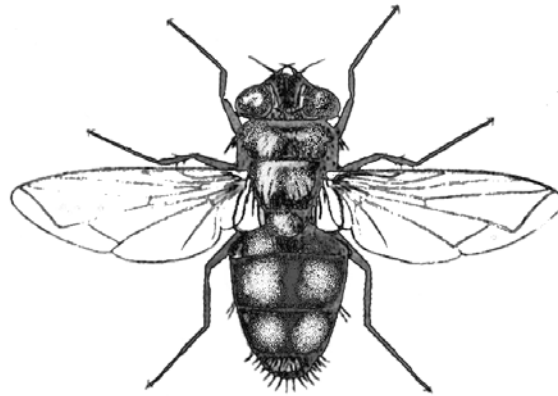
Queda prohibida la reproducción total o parcial del presente volumen, o de cualquiera de sus partes, por cualquier medio, sin el previo y expreso consentimiento por escrito del autor y editora.

Publicación gratuita para socios SEA (ejercicio 2002).

Precio de venta al público: 12 euros (IVA incluido).

Gastos de envío no incluidos.

Solicitudes: SEA.



**Estudio de la entomofauna asociada a cadáveres
en el Alto Aragón (España)**

MANUEL CASTILLO MIRALBES

MONOGRAFÍAS SEA, vol. 6

ZARAGOZA, 2002

INDICE

A. Justificación	9
A.1. Definición y Generalidades	9
A.2. Situación Española	9
A.3. Algunos casos prácticos	10
A.4. Objetivos	11
B. Antecedentes	12
C. Material y métodos	16
C.1. Fechas de estudio	16
C.2. Estudio del lugar. Situación geográfica	16
C.3. Modelo animal	16
C.4. Material	17
C.5. Protocolo	18
C.6. Identificación	19
C.7. Tratamiento estadístico	20
D. Resultados	21
D.1. Estados de descomposición	21
D.1.1. Estado fresco	21
D.1.2. Estado hinchado	21
D.1.3. Estado de descomposición activa	21
D.1.4. Estado de descomposición avanzada	21
D.2. Clasificación biológica de los artrópodos capturados	21
D.3. Taxones identificados	23
D.4. Resultados Otoño 97. (22/9/97- 22/10/97)	26
D.4.1. Duración de los estados de descomposición	26
D.4.2. Sucesión de artrópodos	26
D.4.3. Estudio de las larvas de dípteros necrófagos	26
D.4.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición al sol	26
D.4.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición a la sombra	32
D.5. Resultados verano 98. (3/08/97- 2/09/98)	35
D.5.1. Duración de los estados de descomposición	35
D.5.2. Sucesión de artrópodos	35
D.5.3. Estudio de las larvas de los dípteros necrófagos	37
D.5.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición al sol	38
D.5.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en sombra	39
D.6. Resultados Invierno 98-99. (21/12/98 - 19/4/99)	43
D.6.1. Duración de los estados de descomposición	43
D.6.2. Sucesión de artrópodos	43
D.6.3. Estudio de las larvas de los dípteros necrófagos	49
D.6.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición al sol	49
D.6.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en sombra	55

D.7. Resultados en primavera 99. (23/05/99-22/06/99)	58
D.7.1. Duración de los estados de descomposición	58
D.7.2. Sucesión de artrópodos	58
D.7.3. Estudio de las larvas de los dípteros necrófagos	62
D.7.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición al sol	63
D.7.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en sombra	64
E. Analisis de los resultados y discusión	67
E.1. Atracción inicial de artrópodos	67
E.2. Primeras puestas y desarrollo larvario	67
E.3. Consumidores y competencias	69
E.4. Temperatura interna de los cerdos. Calor metabólico	70
E.5. Primera generación de larvas LIII. 33 casos prácticos	72
E.6. Velocidad de descomposición	75
E.7. Riqueza de especies	76
E.8. Biología de la entomofauna identificada	77
E.8.1. Otoño 97	77
E.8.2. Verano 98	78
E.8.3. Invierno 98 – 99	79
E.8.4. Primavera 99	82
E.9. Estudio estadístico	84
E.9.1. Tamaño De las larvas de dípteros	84
E.9.2. Correlación de temperaturas	84
F. Conclusiones	85
Bibliografía	87

PRESENTACION

Una norma de cortesía no escrita establece que el ‘presentador’ de un trabajo sólo puede *hablar bien* de su contenido. Si además, como en este caso, se es el editor, la regla deviene en mandato inquebrantable y en aplicación lógica del más elemental sentido común. No obstante, me temo que las líneas siguientes pueden no cumplir exactamente ese protocolo.

La presente Monografía SEA aparenta ser un tratado de entomología forense, es decir, un estudio de las relaciones entre un conjunto de organismos –los artrópodos– y un medio físico, o un recurso, que en algún momento anterior fue también *un* organismo. Es indiferente la identidad taxonómica del ‘ecosistema’, que puede corresponder tanto a un pequeño vertebrado, como a un mamífero de gran tamaño, incluido un miembro de nuestra propia especie (¿cuándo los restos dejan de pertenecer a una especie y pasan a ser un cadáver genérico, *en bruto*?). La muerte equipara a todos los organismos en muchos sentidos, pero especialmente en el proceso de deterioro –o descomposición– biológica que le sigue. No quiero ser tétrico, pero somos más allá de toda duda razonable futuros cadáveres y, por tanto, un recurso esencial para ‘nuestros’ necrófagos (del mismo modo que hoy lo somos para *nuestros* parásitos).

Desde este punto de vista la materia forense resulta especialmente interesante para el entomólogo. Como ser humano, le permite echar un vistazo fugaz a un proceso en el que su cuerpo se verá probablemente involucrado (si tiene el ánimo y curiosidad suficiente para abordar este enfoque); al mismo tiempo, como interesado en los artrópodos tiene, como mínimo, tres perspectivas ante sí: el sistemático encontrará campo para sus investigaciones taxonómicas mediante la utilización de una suerte de gran trampa-cebo; el ecólogo tendrá a su disposición un recurso que constituye una suerte de micro-ecosistema en el que investigar relaciones entre los miembros de la comunidad de organismos emergente, así como entre ésta y el propio medio; el entomólogo forense, por fin, encontrará otras aplicaciones más ‘mundanas’ relacionadas con la criminología y la investigación policial que están en la mente de todos (aunque con frecuencia, de forma sesgada en favor de imágenes romántico-detestivas poco realistas; al menos hasta que se haya leído esta monografía).

Pero el estudio del ecosistema cadavérico, a pesar de sus aparentes ventajas (por ejemplo, es un recurso concentrado en el espacio y limitado en el tiempo en el que los procesos parecen repetirse perfectamente), dista mucho de ser algo simple. Al contrario. Los artrópodos necrófagos y saprófagos no son siempre los mismos; cambian en función de la localidad geográfica, de la estación anual, del ambiente... y de muchas otras variables. Así que, en realidad, no existe *una* fauna necrófaga, sino muchas. Los problemas del entomólogo-ecólogo son todavía mayores. El recurso, a diferencia de otros, cambia por fenómenos físicos y químicos tanto internos como externos (o al menos, lo hace con una intensidad aparatosa, casi brutal). Los propios necrófagos son elementos esenciales en dicho proceso de deterioro, más allá del simple agotamiento del recurso. De ahí que no sea del todo inapropiado hablar del *ecosistema cadavérico*, como algo razonablemente ‘vivo’ (y perdón por el contrasentido), dinámico e interrelacionado con sus habitantes. Digamos que del mismo modo que el cadáver es un recurso para los necrófagos, éstos son el recurso de aquel para completar su ciclo biológico degradativo. Todo, además, ocurre como un proceso perfectamente definido, aunque las variantes e imprevistos puedan multiplicar hasta el infinito las variaciones posibles del mismo. Existe una sucesión de organismos que desarrollan su papel como actores experimentados (lo son, son auténticos especialistas en el recurso), cumpliendo plazos y cubriendo etapas con rigor militar, respetando ‘jerarquías’ (aunque sin desdeñar una sana y en ocasiones feroz competencia), momentos de entrada (y salida) en escena precisos, etc. Es esta última característica la que permite utilizar a las ordas de organismos necrófagos como *indicios* a partir de los cuales determinar circunstancias de transcendencia forense. Por ejemplo, la fecha de la muerte o, en términos ecológicos, el momento de aparición del recurso. Si las sucesiones artrópodas siguen una pauta, la presencia de algunos necrófagos bien elegidos puede ayudar a determinar el tiempo transcurrido desde que se produjo la muerte. Es elemental. O lo sería, de no ser porque las condiciones atmosféricas –por ejemplo– incorporan *ruido* en forma de retardos y aceleraciones en el proceso; o porque la acción de otros actores –grandes necrófagos, bacterias, hongos, hombres y máquinas...– puede producir distorsiones. O porque la realidad raramente repite sus *experimentos* en condiciones de partida idénticas: ropas, enterramientos, inmersiones, sustancias ingeridas por la víctima y algunos cientos más de causas pueden producir auténticos *efectos mariposa*, perturbando los cálculos del investigador.

Por ello, esta monografía no es tanto un manual de entomología forense como la presentación de los resultados de un experimento forense concreto. En realidad, de 16, porque, con buen criterio, se han incorporado una serie de variables abióticas que permiten ampliar el abanico de causas perturbadoras iniciales ofreciendo una medida de los efectos resultantes. El planteamiento general es simple: exponer al aire libre el cuerpo de un vertebrado manejable (un lechón, pues el cerdo resulta ser animal muy próximo a nuestra especie, al menos tras la muerte) y controlar el

proceso de descomposición y la intervención de la fauna artrópoda cadavérica. Como el proceso es diferente en función de las condiciones ambientales, se han elegido dos situaciones: la exposición del cadáver al sol y su ubicación en zona de sombra. Para comprobar el efecto de la climatología, se ha multiplicado la prueba por cuatro repitiéndola para cada estación del año. Todo, además, se ha duplicado al objeto de poder controlar los datos y evitar imprevistos (que, como se verá, han surgido y probablemente enriquecen los resultados). Las variaciones posibles son muy elevadas y el experimento podría haberse extendido casi ilimitadamente, pero el planteamiento general es lo suficientemente amplio y general como para dejar satisfecho a cualquier interesado (y agotado al autor).

Respecto a los resultados lo primero que debe decirse es que son ciertamente prolijos. El autor ha actuado como un curtido contable del proceso y ha sumado, pesado y medido, con minuciosidad quirúrgica y paciencia ilimitada, un volumen inhumano de datos minúsculos, aparentemente poco significativos en sí mismos, increíblemente detallados. Con todos ellos ha compuesto una imagen (en realidad, toda una colección de imágenes) que permite comprender los entresijos del proceso de descomposición de grandes mamíferos en una localidad oscense y efectuar comparaciones a gran escala. Los datos, en ocasiones, pueden parecer superfluos o innecesarios y aun repetitivos, pero es preciso comprender cual es el escenario de aplicación de los mismos (investigaciones forenses relacionadas con delitos) y la importancia de disponer de esta batería de ‘medidas comparativas’ para situaciones siempre similares, pero nunca –nunca, repito– exactamente iguales.

Como editor no negaré que probablemente se podrían haber llevado los resultados más allá del punto en el que han quedado y que la obra debería haber superado –al menos de forma más evidente– su marcado carácter descriptivo. No es un reproche, sino más bien un deseo que habrá de quedar para el futuro. Estoy pensando en la aplicación de algunas ‘medidas’ de tipo ecológico o en la posibilidad de haber profundizado en algunos temas concretos aun a costa de la renuncia a la exposición de otros datos cuyo interés es –o me parece– limitado, o en una comparación más profunda con otros estudios citados en el trabajo. Más conclusiones y menos datos en bruto...

Así que debo una explicación, tanto al autor como al lector, que justifique, en su caso, la edición de este volumen. A pesar del comentario anterior la obra tiene méritos sobrados para ser impresa. Méritos, en plural. En primer lugar cualquier carencia secundaria es disculpable por el carácter de trabajo pionero en nuestro país. Los antecedentes disponibles quedan a años luz del volumen de información gestionada en los experimentos realizados. De hecho, apenas existen antecedentes fuera de algunos lugares comunes que vienen repitiéndose desde que Mégnin inventara formalmente la disciplina a finales del XIX. En segundo lugar, la ingente información recopilada y ordenada constituye un corpus documental que permitiría redactar decenas de artículos independientes en torno a la faunística de tres órdenes megadiversos y, especialmente, en cuanto a aspectos biológicos, ecológicos e incluso etológicos de un elevado número de especies. ¿Cuántos trabajos y notas se publican sobre la autoecología, fenología, comportamiento, etc., de una sola especie de díptero, coleóptero o himenóptero? Pues bien, la monografía brinda informaciones de este tipo para decenas de especies, en todos sus estadios de desarrollo (desde puestas a adultos pasando por larvas y pupas), durante cuatro estaciones anuales (es decir, un ciclo completo de un año), en dos ambientes diferentes (sol y sombra), considerando datos de crecimiento, predadores, competencia, parasitoides, etc., etc. ¿Cuántas especies de artrópodos disponen de esta información?

Pero además –y he aquí una nueva razón para justificar la edición– lo que pueda ‘faltar’, las carencias, no invalidan lo aportado, ni impiden o limitan una posterior utilización de los datos con otros fines u objetivos de investigación. Todo lo contrario. La disponibilidad de esta información básica es lo que permite, a quien lo desee, profundizar en cualquiera de las posibles ramificaciones del estudio, sean estrictamente forenses, o sean de carácter ecológico.

He dejado para el final un último motivo por el que creo que la monografía merece ser publicada. Reconozco que en términos científicos y editoriales el motivo alegado carece apenas de valor, pero me resisto a silenciarlo. Se trata del increíble –casi monstruoso– esfuerzo realizado por el autor en términos de dedicación y trabajo para sacar adelante el estudio. Como entomólogos, situémonos por un instante en la *camisa* del autor. Durante 210 jornadas se ha muestreado en un medio muy poco favorable a espíritus sensibles, buscando en las cavidades de un cadáver pestilente de varios días la puesta de un díptero necrófago, o escudriñando la masa de larvas inmersa en materia putrefacta en busca de cualquiera de los 20000 ejemplares colectados. Además, se han criado en condiciones de laboratorio más de 2500 individuos a partir de pupas y larvas. O se han medido, montado y disecado 12000 larvas de díptero. Estas magnitudes ridiculizan el tamaño de las muestras habituales en trabajos de entomología sistemática, morfológica o ecológica y constituyen un valor añadido del trabajo.

Para terminar, creo que mis temores editoriales de entomólogo *no forense*, son injustificados. Sinceramente, así lo espero, porque para bien o para mal la obra comienza, de forma irrevocable ya, a partir de la página siguiente.

**Antonio Melic
S.E.A.**



Estudio de la entomofauna asociada a cadáveres en el Alto Aragón (España)

Manuel Castillo Miralbes
c/. Albalate, 13
22510 Binaced, Huesca (España)

RESUMEN

En el presente trabajo se estudia el conjunto de artrópodos que acuden a los cadáveres de mamíferos expuestos al aire libre en una región Altoaragonesa (Aragón, España). Para estudiar esta materia, denominada Entomología Forense, se han de combinar los conocimientos entomológicos con los propios de ciencias médicas, especialmente los de carácter legal.

El objetivo principal es conocer a fondo el proceso de descomposición de cadáveres de vertebrados estudiando la sucesión de artrópodos, es decir, la entomofauna asociada a la carroña, así como los desarrollos larvarios de los dípteros necrófagos y sus competencias inter e intraespecíficas en este particular medio, buscando las relaciones o dependencias entre éstos y el proceso de descomposición y las condiciones atmosféricas. Para ello se ha realizado un seguimiento pormenorizado de la evolución de 16 restos de lechones distribuidos en dos estaciones situadas en condiciones de insolación y en ambiente de sombra, durante las cuatro estaciones del año.

Los esfuerzos de captura e identificación se han centrado en ocho órdenes de artrópodos, de los que se han identificado un total de 73 familias y 273 especies pertenecientes a Diptera (92), Coleoptera (121) e Hymenoptera (49), entre otros, e incluyendo una nueva cita para la fauna ibérica y una nueva especie de Histeridae para la ciencia. Los taxones han sido clasificados desde el punto de vista ecológico según el papel desarrollado en los experimentos.

Han sido identificadas cuatro fases en el proceso de descomposición de duración variable en cada uno de los ambientes y estaciones. Uno de los factores más importantes que influyen en la velocidad de descomposición de los cadáveres es el conjunto de condiciones atmosféricas, especialmente la temperatura ambiental. La fauna asociada a cada ambiente y estación ha presentado diferencias significativas en su composición y frecuencia. El recurso alimenticio ha sido dominado por las larvas de *Chrysomya albiceps* en otoño y verano, el género *Calliphora* en invierno y *Lucilia sericata* en primavera, lo que convierte a estas especies en candidatas al estatus de indicadores forenses. Con respecto al consumo de los cadáveres se concluye que las larvas de dípteros califóridos son los máximos responsables. La presencia de dípteros necrófagos adultos en la carroña no es garantía de la presencia de larvas consumidoras. La especie *Lucilia sericata* es la más rápida en alcanzar el recurso y realizar sus puestas en las estaciones de otoño, verano y primavera, y *Calliphora vicina* en invierno.

Se ha obtenido una gran variación en los intervalos postmortem (PMI) para cada especie identificada sobre la base de las larvas de tercer estadio, en comparación con los tiempos esperados según la bibliografía. Esta variación afecta a las diversas estaciones y ambientes, pero también a los resultados para un mismo experimento.

Se han comparado las temperaturas obteniendo una correlación aceptable entre las ambientales en el lugar del experimento y las generales para la zona, si bien solo la temperatura máxima en los dos ambientes de las estaciones otoño e invierno guardó una correlación elevada.

Key words: Forensic entomology, carrion, arthropods, Aragón, Spain.



A. JUSTIFICACIÓN

A.1. Definición y Generalidades

El objetivo del presente trabajo consiste en conocer cuales son los artrópodos que acuden a los cadáveres de vertebrados expuestos al aire libre en una población altoaragonesa de marcado carácter agrícola y ganadero. Para estudiar esta materia se han de combinar conocimientos de Entomología con los de ciencias médicas, especialmente las de carácter legal, conformando una disciplina que suele denominarse Entomología Forense.

La Entomología Forense comenzó en Europa al final del siglo XIX gracias a las publicaciones de los investigadores Bergeret, Brouardiel, Yovanovitch y Mégnin. MÉGNIN (1894) establece la teoría de “*Les escuadrilles des travailleurs de la mort*” consistente, en esencia, en determinar las oleadas de artrópodos que invaden el cadáver (ocho) de forma sucesiva en el tiempo y que delimitan o se correlacionan claramente con el proceso de descomposición del organismo hasta su desaparición. En el continente americano los insectos asociados a la descomposición de cadáveres también fueron estudiados en fechas próximas, tanto en los expuestos al aire libre como en los enterrados. MOTTER (1898) estudió, por ejemplo, la fauna entomológica presente en 150 cadáveres desenterrados de sus tumbas.

Son muchos los autores posteriores que pueden señalarse. Nos limitamos a indicar algunos de las más importantes para el desarrollo de la disciplina. En Bélgica, LECLERCQ (1978) publica “*Entomologie et Médecine Légale*” estudiando las ocho escuadras de los trabajadores de la muerte y las aplicaciones prácticas en medicina legal que tienen estos estudios, exponiendo sucesos reales donde han sido aplicados. VINCENT *et al.* (1985) recopilan la bibliográfica sobre el tema de entomología forense, recogiendo un total de 329 referencias hasta 1983. KEH (1985) plantea un mayor uso de la entomología en cuestiones legales y expone casos prácticos en los que su uso ha ayudado a resolver casos policiales y judiciales. En el mismo año, SMITH (1985), sienta una sólida base, de vigencia actual, haciendo un repaso técnico de todos los campos que aborda la entomología forense en su libro “*A manual of forensic entomology*”. En Francia, BERANGER (1990), publica el libro “*Les insectes dans l'enquête policière*” de carácter general y con abundantes fotografías en color, que puede ser de gran ayuda práctica en una primera toma de contacto con este campo de investigación. CATTS & HASKELL (1990) publican en Estados Unidos “*Entomology & Death: A Procedural Guide*”, auténtica

guía ilustrada con pautas, recomendaciones, dibujos y esquemas explicativos sobre aspectos prácticos de la entomología forense. Por último, en 1992, CATTS & GOFF, efectúan una nueva recopilación y un planteamiento renovado de la disciplina con los últimos avances en la aplicación de la entomología en las investigaciones criminales.

A.2. Situación Española

Haciendo un breve repaso de los trabajos realizados sobre entomología forense en España nos encontramos con que GRAELLS (1886) fue el primero que hizo referencia a la entomología con una perspectiva judicial, presentando en su artículo un breve resumen de la fauna entomológica que acude a los cadáveres así como una descripción de los fundamentos que apoyan al entomólogo y a su capacidad para los peritajes forenses. Gran parte del artículo se dedicó a un caso práctico ocurrido en París e investigado por el veterinario militar P. Mégnin en 1882, traduciendo el informe presentado al Tribunal de Justicia correspondiente.

En Zaragoza, el profesor RÍOS (1902a, 1902b) publicó dos artículos donde estudió a fondo la putrefacción de los cadáveres y su relación con los diferentes insectos que participan en ese fenómeno biológico.

No se encuentran más referencias publicadas hasta que BÁGUENA (1952) vuelve a plantear el tema de la entomología médico-legal. En este trabajo se hace referencia a las “legiones de la muerte” generalizadas por Mégnin (criticándolas) y se estudian los dípteros, coleópteros, lepidópteros y ácaros que encontró asociados a los cadáveres estudiados, concluyendo con unas recomendaciones prácticas para un buen peritaje médico-legal desde el punto de vista entomológico.

Los investigadores DOMÍNGUEZ & GÓMEZ (1957, 1963) realizan una crítica de los estudios previos publicados sobre la fauna entomológica y aportan datos bionómicos, así como su experiencia con crías controladas de los principales dípteros implicados en la entomología tanatológica. Estudian los fenómenos de diapausa, de predación, de canibalismo y las relaciones de competencia entre los dípteros. Un estudio de los estadios larvarios y pupa del género *Phaenitia*, y las diferencias que encontró con otros géneros, quedaron reflejadas en el trabajo de GÓMEZ (1958) y aunque algunos aspectos morfológicos están superados, otros siguen vigentes.

Con ocasión del primer centenario de la Real Sociedad Española de Historia Natural, PÉREZ DE PETINTO (1975) publicó un artículo donde se efectúa un breve repaso histórico con inclusiones artísticas de las referencias entomológicas con la muerte. Describe casos prácticos de medicina legal con referencias entomológicas y divide la participación de los dípteros en el fenómeno de la descomposición en una miasis precoz y tardía; también estudió las fases de desarrollo en la metamorfosis de los dípteros y señala a los coleópteros como activos participantes en el proceso de descomposición.

VILLALAIN (1976) realizó un estudio de los coleópteros necrófagos en ocho provincias españolas, en los meses de verano, utilizando ratones de laboratorio como cebos y comparó sus resultados con los trabajos y publicaciones de MÉGNIN (1894), revelando la importancia de conocer a fondo la entomofauna propia de cada lugar para poder aplicarla correctamente a la medicina legal.

En los años noventa, GONZALEZ *et al.* (1990) estudiaron un caso real donde se aplicó la entomología forense para datar el día de la muerte de una persona hallada en la sierra madrileña, utilizando como indicadores a las larvas de *Lucilia sericata* encontradas en el cuerpo.

Por otro lado, en publicaciones de divulgación científica, han aparecido artículos como el de VIEJO & ROMERO (1992) haciendo una reseña de tres casos prácticos de aplicación de la entomología a la práctica forense y presentando al cadáver como un ecosistema propio. COPEIRAS (1996) centra su enfoque en la ayuda que los insectos prestan a la policía y jueces para resolver casos de asesinatos, contrabando de drogas o terrorismo.

En el *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* (S.E.A.) los autores GALANTE & MARCOS-GARCÍA (1997) describieron a los descomponedores de cadáveres, a los insectos necrófagos, como unos colonizadores secuenciales muy influenciados por las condiciones ambientales. Y en el mismo *Boletín de la S.E.A.*, GONZÁLEZ (1997) repasó los antecedentes históricos de la entomología forense, y presentó un resumen de las fases de descomposición, así como de las escuadras de artrópodos carroñeros asociadas a la misma y las particularidades entomológicas recogidas en los anteriores trabajos. Por último, Concha MAGAÑA (2001) recoge en el *Boletín de la S.E.A.* n° 28 el texto de la conferencia presentada en el IX Congreso Ibérico de Entomología sobre la Entomología Forense y su aplicación a la medicina legal.

A.3. Algunos casos prácticos

Los artrópodos asociados a los cadáveres se estudian con el fin de resolver incógnitas relacionadas con casos judiciales. El principal es la *data* de la muerte, es decir, el tiempo transcurrido desde el deceso hasta que ha sido hallado el cadáver (este tiempo es denominado periodo

postmortem). Ejemplos prácticos de esta aplicación se encuentran en artículos como el de NUORTEVA *et al.* (1967) que describe cuatro casos prácticos de estimaciones del periodo postmortem gracias a las evidencias entomológicas encontradas en situaciones con un denominador común para todos los cadáveres (encontrarse dentro de viviendas, en la ciudad de Helsinki). LECLERCQ & BRAHY (1985) exponen cuatro casos reales donde los artrópodos encontrados dan idea de las fechas de la muerte, utilizando como referencias a los dípteros *Calliphora vicina* y *Calliphora vomitoria*; también dan una pauta o protocolo de actuación para el investigador en casos semejantes. E INTRONA *et al.* (1998) describen tres casos concretos de muertes violentas en el sur de Italia, dos de ellos con cadáveres quemados.

En las investigaciones se deben de tener en cuenta todas las evidencias entomológicas encontradas ya que en algunos casos la combinación de las mismas puede facilitar una aproximación a la determinación de la data de la muerte. Así GOFF & WIN (1997) establecen una estimación del tiempo que tardó en establecerse una colonia de hormigas sobre el cadáver y el hallazgo de pupas de dípteros vacías, que junto a las circunstancias especiales de ubicación del cadáver, permitió determinar el periodo postmortem.

En ocasiones los artrópodos también pueden facilitar datos sobre el lugar donde ocurrió la muerte, permitiendo determinar su localización geográfica original y, por tanto, si el cuerpo ha sido trasladado desde la misma, ya que los artrópodos presentes han de ser asociados a sus hábitats naturales tanto geográficos como estacionales. Por ejemplo, PRICHARD *et al.* (1986) detallan la resolución de un caso judicial donde las picaduras de ácaros en la zona anatómica de los órganos genitales del sospechoso violador y asesino, terminaron delatándolo ya que esos ácaros estaban ligados exclusivamente a la zona geográfica donde se encontró el cadáver de una mujer que le acompañaba antes de desaparecer. En NUORTEVA (1987) se describen cuatro casos de decesos reales donde la presencia de las pupas vacías del díptero *Phormia terraenovae* ayudaron a estimar cuando pudo ocurrir la muerte, pues dicho díptero tiene una estacionalidad manifiesta en Finlandia. OLIVA (1997a) expone el caso de un cadáver hallado en el invierno de 1995, en la localidad de Entre Ríos (Argentina), encontrando en la tierra que había debajo raicillas que atravesaban los puparios vacíos de un díptero asociado exclusivamente al verano. Dado que esa planta en cuestión tiene su crecimiento en primavera-verano, concluyó que el deceso debió ocurrir en la primavera, pero del año 1994.

Aunque en menor medida la entomología forense puede incluso llegar a indicar las circunstancias que rodearon a la muerte de la víctima. Por ejemplo, en ANDERSON (1997) se concluye que hubo separaciones de miembros, realizadas después del deceso, ya que los hallazgos de larvas de dípteros se ciñeron exclusivamente a la zona del corte (la cabeza fue encontrada

separada del resto del cadáver). También pueden hacer sospechar sobre tratamientos específicos con sustancias químicas sobre los cadáveres con el fin de eliminar rastros y evitar así que los perros puedan encontrarlos; en LECLERCQ & VAILLANT (1992) los criminales rociaron los restos con sustancias que llevaban plomo y arsénico, causando el rechazo de los artrópodos y esa infrecuente ausencia levantó las sospechas de los investigadores. En algunos casos se puede llegar a conocer si alguna sustancia química o drogas pudieron ser la causa de la muerte, aunque este apartado ya tiene su línea de trabajo propia, la denominada entomotoxicología, que se está desarrollando desde mediados de los años ochenta y que básicamente consiste en utilizar a los artrópodos que se alimentan de un cadáver (especialmente en situaciones de ausencia de tejidos o fluidos corporales) para determinar si el mismo tenía sustancias químicas que pudieran estar relacionadas con el deceso. Se ha comprobado que las velocidades de crecimiento de las larvas se alteran dependiendo del tipo de droga que ingieran a través de la materia orgánica consumida. Diversos estudios confirman la importancia de estas investigaciones y aportan ejemplos concretos. KINTZ *et al.* (1990) investigaron bromazepán y levomepromazina en larvas encontradas en un cadáver; GOFF *et al.* (1991a) estudiaron el desarrollo de *Boettcherisca peregrina* (Diptera, Sarcophagidae) y la implicación que tiene en el crecimiento de sus larvas la heroína. GOFF *et al.* (1993, 1994) observaron los efectos de la amitriptyline y phencyclidine en el desarrollo de *Parasarcophaga ruficornis* (Sarcophagidae). SHERMAN *et al.* (1995) estudiaron los efectos de siete antibióticos sobre el crecimiento y desarrollo del díptero *Phaenicia sericata* (Calliphoridae). Y en el trabajo de BOUREL *et al.* (1999a) se estudian los efectos de la morfina en los niveles de desarrollo del adulto y en las larvas del díptero *Lucilia sericata* (Calliphoridae).

La aplicación de estos conocimientos en beneficio de la sociedad está documentado y los usos médicos para aclarar casos policiales se remontan al año 1850; por el contrario, en las ciencias veterinarias, su uso no está tan desarrollado a pesar de su interés. Son muchas las especies animales protegidas de gran valor ecológico que están amenazadas por el hombre y la sociedad, sufriendo todo tipo de agresiones como envenenamientos o caza ilegal que puede ser objeto de investigaciones. Así ha ocurrido en Canadá, donde ANDERSON

(1999) aplicó estos conocimientos para determinar el intervalo postmortem de unas crías de oso negro encontradas muertas por unos guardas y poder relacionar la fecha obtenida de la data de la muerte con la presencia de determinandos cazadores en la zona.

A.4. Objetivos

- El objetivo principal del presente trabajo es conocer el proceso de descomposición en cadáveres de vertebrados, en dos condiciones ambientales distintas, como son la exposición directa al sol y la exposición al aire libre en condiciones de sombra, estudiando la sucesión de artrópodos y la entomofauna asociada activamente a la carroña.
- Conocer los desarrollos larvarios y sus competencias interespecíficas e intraespecíficas, estudiando el comportamiento biológico y las conductas sobre el recurso de los principales consumidores, las larvas de dípteros.
- Intentar asociar estadísticamente los tamaños de las larvas con los estadios de desarrollo larvario en que se encuentran.
- Establecer una comparación entre las temperaturas tomadas de la Estación Meteorológica de Monte Julia y las de las estaciones locales (sol y sombra), así como de ambas con las temperaturas de la masa larvaria que se alimenta en los cadáveres, buscando la relación y dependencia entre los artrópodos y el proceso de descomposición en general con respecto a las condiciones atmosféricas.
- Determinar los tiempos de data de la muerte en base a un criterio controlable que en este caso será la captura de la primera larva en su estadio tercero LIII y con un tamaño adecuado para poder pupar y desarrollarse en imago.
- También se estudiarán los resultados obtenidos en cuanto a la velocidad de descomposición desarrollada en cada cadáver.
- Con los artrópodos capturados e identificados se establecerá una clasificación biológica dependiendo de las funciones que realicen en este ecosistema, teniendo en cuenta su frecuencia de aparición.
- Por último, estudiar cualquier otro parámetro que pueda ser útil para crear una base de conocimientos sobre los que la entomología forense altoaragonesa pueda desarrollarse.



B. ANTECEDENTES

Buena parte de las publicaciones científicas relacionadas con la entomología forense estudian los patrones de sucesión de la entomofauna asociada a los cadáveres, así como los procesos de descomposición en las diferentes situaciones, ambientes y regiones del planeta. En casi todos los casos se trata de trabajos en los que se controlan y miden fenómenos ambientales, como la humedad, radiación solar y especialmente las temperaturas del medio y las de los cadáveres.

Siguiendo un criterio cronológico, se han publicado diversos trabajos en esta línea de investigación desde mediados de los años cincuenta. CHAPMAN & SANKEY (1955) estudiaron en Oxford (Reino Unido) la fauna invertebrada en cadáveres de conejos expuestos en tres ambientes diferentes, en lugar seco y oscuro, con luz y a cielo abierto. Determinaron tres estados de descomposición, identificando 41 taxones diferentes y estudiando las relaciones encontradas en la cadena alimentaria en que se convierte el medio carroñero.

En Australia BORNEMISSZA (1956) hizo un análisis de la sucesión de artrópodos que acude a los cadáveres de cobayas y estudió el fenómeno de la descomposición y la relación de la entomofauna carroñera con el suelo, con la fauna propia del suelo y con su vegetación. Determinó cinco estados de descomposición: estado de inicio de descomposición, de putrefacción, de putrefacción negra, de fermentación butírica y de descomposición seca. Y entre otras cosas concluyó que entre los artrópodos propios del suelo tan solo la familia Formicidae y el orden Dermaptera participan como predadores en el medio carroñero.

En Tennessee (EE UU) REED (1958) utilizó 43 cadáveres de perros que fue colocando sucesivamente, en diferentes ambientes, en bosques y pastos, estudiando la sucesión de insectos y sus relaciones, completando una lista de artrópodos y estableciendo una cadena trófica interdependiente. Dividió el proceso en cuatro estados de descomposición: fresco, hinchado, en descomposición y seco. Llegando a asociar a la carroña unas microcomunidades de artrópodos y encontrando que los expuestos al sol directamente se descomponen más rápidamente y que en ese ambiente es menor el número de artrópodos que en la zona boscosa. Se identificaron 240 especies de dos clases, siete órdenes, 50 familias y 140 géneros.

PAYNE (1965) estudió las diferencias en el proceso de descomposición entre los cadáveres de lechones expuestos a los artrópodos y los protegidos de su

acción. Para los primeros encontró seis estados de descomposición: fresco, hinchado, en descomposición activa, descomposición avanzada, seco y por último la etapa en que sólo quedan los restos; y cinco para los segundos: fresco, hinchado, estado de flacidez y deshidratación corporal, el de momificación y el de desecación y desintegración. Sin artrópodos la descomposición fue más lenta. Se encontraron diferencias de temperatura entre el aire, el suelo y los cadáveres, atribuyendo al metabolismo de las bacterias y larvas de dípteros el incremento de la temperatura en los cerdos. Encontró para cada estado un particular grupo de artrópodos e identificó un total de 522 especies representando tres filums, nueve clases, 31 órdenes, 151 familias y 359 géneros. Cuatro grupos de artrópodos (Coleoptera, Diptera, Hymenoptera y Araneae) representaron el 78% del total de la entomofauna capturada. Dos familias de coleópteros, Histeridae y Staphylinidae, y tres de dípteros, Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae, representaron el 25 % del total.

NABAGLO (1973) estudió en Polonia la fauna invertebrada que participó en la descomposición de unos ratones expuestos en un medio forestal, tanto enterrados como en superficie. Encontró tres estadios de descomposición: el preparativo, seguido por el activo y el residual, afirmando que la velocidad de descomposición varía según la presencia de artrópodos, siendo lenta en primavera en los enterrados y rápida en verano, a ras de suelo. También comprobó que la presencia y actividad de los insectos depende de la temperatura ambiental. Estimó que el proceso de descomposición es una microsucesión de cambios donde se pueden distinguir algunas etapas y distinguió entre los participantes tres niveles tróficos, los artrópodos que se alimentan solamente del cadáver, los que se alimentan del cadáver y de los primeros, y un tercero en el que sólo entran los predadores.

Durante las cuatro estaciones del año, en dos ambientes distintos, al sol en pastos y en sombra dentro del bosque, PUTMAN (1978) trató de encontrar en Oxford (Reino Unido) una entomofauna exclusiva asociada a los cadáveres de los roedores expuestos. De entre las observaciones que hizo, le llamó la atención la abundante presencia de dípteros de la especie *Lucilia caesar* en el medio frente a la dominancia de las larvas de la especie *Calliphora vicina* en los cadáveres. Esta especie colonizó rápidamente en ambos ambientes los cadáveres en otoño y verano.

En Costa Rica, en pleno trópico, con la estación seca y usando cadáveres de perros, JIRON & CARTIN (1981) estudiaron la sucesión de insectos y las relaciones tróficas entre los mismos. Encontraron cuatro estados de descomposición: decoloración, enfisematoso, liquefacción y de restos esqueléticos. Señalan que la sucesión dependerá de la preferencia por el recurso, de la competición interespecífica y del microclima del sustrato. Encontraron gran actividad de los insectos en las horas crepusculares coincidiendo con una humedad ambiental elevada y un descenso de la temperatura en el ambiente. Entre los artrópodos capturados los principales consumidores de los cadáveres fueron dípteros de las familias Calliphoridae y Piophilidae así como coleópteros de la familia Dermestidae. Los principales predadores fueron coleópteros de la familia Histeridae. Algunas de las especies encontradas ya estaban asociadas a sustratos similares en los bosques secos y húmedos tropicales.

En Tennessee (EE UU), RODRÍGUEZ & BASS (1983, 1985), utilizaron cadáveres humanos que expusieron en la superficie del suelo y también enterrándolos a diferentes profundidades. Estudiaron los insectos que capturaron en los cadáveres, así como los diferentes estados de descomposición que se establecen y la velocidad con que se suceden. Encontraron correlación directa entre la velocidad de descomposición y la sucesión de insectos. Los cadáveres expuestos a ras de suelo se descompusieron más deprisa que los enterrados; dípteros y coleópteros necrófagos fueron los responsables de este consumo. Enterramientos a 0,3 m no excluyeron la presencia de artrópodos, ni de mamíferos carroñeros.

De nuevo en Australia, O'FLYNN (1983) determinó la sucesión de dípteros sobre cadáveres de perros y cerdos expuestos, la velocidad de descomposición y la relación con las temperaturas, con el fin de poder crear unas premisas reales y prácticas que pudieran extrapolarse a la práctica en el campo de la investigación entomológica forense. Estudió las familias de dípteros denominados "blow-flies" (Calliphoridae, principalmente los géneros *Lucilia*, *Calliphora* y *Chrysomya*) y las velocidades de crecimiento larvario a temperaturas constantes, concluyendo que para la zona de Queensland, salvo en invierno, son más fiables las temperaturas del aire basadas en la media de la máxima obtenida que las basadas en la media global.

Utilizando cadáveres de gaviotas (*Larus argentatus*, *Larus marinus*) en las Islas Shoals (EE UU) LORD & BURGER (1984) estudiaron la sucesión de artrópodos en dos lugares distintos, en zona de vegetación y en playas, durante las cuatro estaciones del año. Estimaron que se dividió el proceso de descomposición en cuatro fases: estado fresco, descomposición activa, descomposición avanzada y estado seco. En las zonas con vegetación encontraron más especies pero se descompusieron más despacio que en los expuestos en la arena de la playa. También encontraron que los invertebrados marinos apenas participaron en el consumo del recurso.

A mediados de los años 80, comienza una serie de publicaciones que tratan de estudiar la entomofauna asociada a cadáveres en las islas de Hawaii (EE UU), todas ellas con un denominador común, el Dr. M. Lee Goff del Department of Entomology, University of Hawaii at Manoa, Honolulu. Así, EARLY & GOFF (1986) estudiaron los patrones de sucesión de artrópodos en cadáveres de gatos expuestos en dos ambientes distintos, dentro de la isla de O'ahu. Encontraron que el fenómeno de la descomposición se podía dividir en cinco etapas: fresco, hinchado, pudrición, seco y de restos. Hubo grandes diferencias entre los hábitats en cuanto a la descomposición pese a encontrarse separados solamente por 4 km. Se identificaron 133 taxones. TULLIS & GOFF (1987), utilizan lechones en la misma isla, en tres enclaves distintos de la selva tropical, con un ambiente predominantemente lluvioso. Determinaron los mismos estados de descomposición que en el trabajo antes citado, pero en vez de seco, lo denominaron estado de postpudrición. Identificaron 45 especies de artrópodos pertenecientes a diez órdenes, 27 familias y 40 géneros. De todos ellos, tanto en adultos como en larvas, el género dominante fue *Chrysomya*, auténtico responsable del consumo del recurso. En el Hawaii Volcanoes National Park, RICHARDS & GOFF (1997) estudian a tres altitudes distintas los patrones de sucesión de artrópodos que acuden a cadáveres de cerdos, fijando cinco estados de descomposición, fresco, hinchado, en descomposición, postputrefacción y el estado de restos. Detectaron diferencias en el proceso de descomposición entre las zonas estudiadas y también con los estudios realizados anteriormente en otros hábitats de las islas. Recogieron 101 especies de artrópodos representando a 14 órdenes y 61 familias. La temperatura ambiental fue como siempre determinante; también compararon las diferencias de temperatura entre la interna de la masa de larvas y la ambiental, marcando una diferencia máxima de 26°C y sugiriendo que temperaturas como ésta serían la máximas tolerables por las especies que las generan. AVILA & GOFF (1998) utilizan cerdos que habían sido quemados antes de exponerlos en distintos ambientes de las islas de Hawaii y señalan diferencias entre los dos ambientes estudiados, en los patrones de invasión y puesta por parte de los dípteros de la familia Calliphoridae.

En Alemania, PESCHKE *et al.* (1987), utilizando cadáveres de conejos realizaron un completo estudio biológico de 19 de las más representativas especies de insectos carroñeros, estudiando la distribución de coleópteros en los macrohábitats (bosque y claro), la abundancia de dípteros de la familia Calliphoridae en cada estación estudiada, las relaciones entre las larvas de los dípteros y otros artrópodos necrófagos, así como las relaciones tróficas entre los artrópodos necrófagos y sus predadores.

Durante el mismo año BRAACK (1987) publicó un trabajo sobre la comunidad de artrópodos carroñeros en Sudáfrica, en el Kruger National Park, estudiando las relaciones tróficas y competencias entre los diferentes

grupos de artrópodos que visitaron los cadáveres de impalas (*Aepyceros melampus*) en terreno boscoso. Clasificó los visitantes en sarcófagos, coprófagos, dermatófagos, queratófagos, detritívoros, predadores y parásitos. Discutió las relaciones tróficas, las competencias y los patrones de sucesión de estos artrópodos durante los cuatro estados de descomposición que determinó (fresco, hinchado, putrefacto y seco). Las larvas del género *Chrysomya* fueron las principales consumidoras del recurso.

SAIZ *et al.* (1989) estudiaron en Chile los cambios de la “mesofauna” asociada a la descomposición de cadáveres de conejos, en un clima típico mediterráneo. Describieron cuatro fases de descomposición: fresca, enfisematosa, licuefacta y seca. Concluyeron que las condiciones ambientales en que se desarrolla el proceso de descomposición de un cadáver de conejo son determinantes, tanto en su velocidad como en las características de sus fases tanatológicas. Además la composición de la fauna asociada al proceso difiere en gran proporción de acuerdo a las condiciones ambientales en que se da el proceso y a la naturaleza de la fauna que ya exista en el medio.

De nuevo en Sudáfrica, en la Reserva Klaserie Private Nature, ELLISON (1990) estudia la sucesión de insectos necrófagos y las diferencias de descomposición dependiendo de los vertebrados carroñeros que vayan mutilando dos impalas adultos (*Aepyceros melampus*) utilizados como cebos. Encontró cuatro estados de descomposición: fresco, hinchado, putrefacto y seco. Tres familias de artrópodos fueron las protagonistas, Calliphoridae, Histeridae y Dermestidae. Concluyó que la velocidad de descomposición depende de la intervención de otros carroñeros que pueden mutilar los cadáveres y que la abundancia temporal de insectos necrófagos no puede ser empleada para determinar la edad de la carroña.

KENTNER & STREIT (1990), en Alemania, utilizando ratones de laboratorio como cebo en nueve localizaciones distintas, estudiaron las especies de insectos que acuden a los cadáveres, así como las diferencias de presencia entre los hábitats empleados, zona cerrada de bosque y abierta a la luz en claros, intentando establecer separaciones de especies en las diferentes etapas de colonización. Según sus resultados, en los sitios abiertos y luminosos la especie más frecuente fue *Lucilia sericata* y en los sitios más oscuros *Lucilia caesar*. Identificaron un total 158 especies de 86 géneros, hallando una sucesión temporal de los dípteros visitantes: en primer lugar los de la familia Calliphoridae, seguidos por los Muscidae y por último diferentes Acalyptratae. Respecto a los coleópteros asociaron la familia Dermestidae al consumo en la etapa seca de descomposición de los restos que han dejado las larvas de dípteros.

HEGAZI *et al.* (1991) estudiaron en el oeste de Egipto, en pleno desierto, la comunidad de insectos que acudieron a los dos tipos de cebos utilizados (peces del mediterráneo y serpientes del desierto). Atraparon más

de 30 especies de insectos de los órdenes Diptera (familias Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae), Coleoptera (Histeridae, Scarabaeidae, Dermestidae y Tenebrionidae) e Hymenoptera (Chalcididae, Pteromalidae, Eulophidae y Formicidae).

En Malasia, LEE & MARZUKI (1993) estudiaron los artrópodos que acuden a cadáveres de monos de la especie *Prebytis cristata* en un medio boscoso tropical. Identificaron dípteros de las familias Calliphoridae, Sarcophagidae, Muscidae, Fannidae y Stratiomyidae, además de larvas de coleóptero y hormigas. Dividieron el proceso de descomposición en cuatro fases, basados en cambios físicos.

SHEAN *et al.* (1993) estudiaron las diferencias de descomposición entre cerdos expuestos al sol y a la sombra en Washington (EE UU), comprobando que la velocidad de descomposición, depende claramente del número de larvas de dípteros que se alimentan del cadáver y todo el conjunto de la temperatura ambiente. Observaron diferencias de descomposición entre ambientes separados tan solo por 300 m e identificaron 49 especies de artrópodos, sin incluir los accidentales y de los que 11 fueron capturados solamente en el sitio de sombra y 16 en el de exposición al sol.

Utilizando como modelo animal lechones jóvenes se presenta una nueva línea de trabajo, ya que en algunos casos los cadáveres son encontrados en el agua y se hace necesario un estudio de los artrópodos acuáticos que pueden acudir a los cadáveres sumergidos. VANCE *et al.* (1995) idean un mecanismo de muestreo acuático y obtienen una relación de insectos acuáticos asociados a cadáveres de los lechones sumergidos. En total se capturaron 20 especies de insectos, pertenecientes a 12 familias y cinco órdenes, más diversos ácaros y crustáceos del orden Amphipoda. Los dípteros de la familia Chironomidae fueron los más abundantes, por lo que deben tenerse especialmente en cuenta en estas investigaciones forenses.

En el Estado de New York (EE UU), PATRICAN & VAIDYANATHAN (1995) experimentaron con ratas que habían sido eutanizadas de dos formas distintas, mediante la anoxia con CO₂ y con sobredosis de pentobarbital sódico. El 84 % de todos los artrópodos capturados fueron dípteros, de los que el 76 % pertenecían a la familia Calliphoridae. Observaron la sucesión de artrópodos y que los eutanizados con pentobarbital tardaron el doble en descomponerse que los otros, lo que indica que la manera de morir también influye en la descomposición de los cadáveres.

En un medio urbano, en Alejandría (Egipto), TANTAWI *et al.* (1996) utilizaron cadáveres de conejos para estudiar el proceso de descomposición y los patrones de sucesión de artrópodos durante las cuatro estaciones del año. Encontraron cuatro estados de descomposición y estudiaron las conductas de puesta de los dípteros de la familia Sarcophagidae y Calliphoridae, las relaciones de competencia entre *Chrysomya albiceps* y *Lucilia sericata*, y encontraron que las primeras predan mejor sobre las segundas en los meses

cálidos que en los fríos. Estudiaron 100 especies de artrópodos, de los que los dípteros y coleópteros, por este orden, fueron los predominantes. En las estaciones frías hubo más riqueza de especies que en las calientes.

En la British Columbia (Canadá), ANDERSON & VANLAERHOVEN (1996) utilizando como modelos cadáveres de cerdos de 22 kg para extrapolar con el máximo acierto posible los resultados a la especie humana, iniciaron un estudio de la sucesión de insectos que acuden a la carroña hasta los 271 días postmortem en un medio rural y en dos ambientes, a cielo abierto y en sombra. Encontraron cinco estados de descomposición: fresco, hinchado, en descomposición activa, en avanzada descomposición y de seco o restos. Registraron grandes diferencias entre la temperatura interna de la masa de larvas y la ambiental influyendo sobre los estados inmaduros de las larvas de los dípteros que allí se alimentan. Fueron los dípteros de la familia Calliphoridae los primeros en acudir a la carroña y realizar sus puestas, dominando el medio. Aunque no encontraron ejemplares del género *Calliphora* en la zona de exposición directa al sol.

Utilizando cerdos de 10 kg como cebo durante las cuatro estaciones del año en dos ambientes diferentes (al sol y en la sombra en las proximidades de la ciudad de Campinas, Brasil), DE SOUZA & LINHARES (1997) recogieron cinco especies de dípteros de la familia Calliphoridae, tres de Sarcophagidae y tres del orden Coleoptera (dos derméstidos y un histérico), concluyendo la estacionalidad en dos familias: Calliphoridae, más abundante en los meses cálidos, y Sarcophagidae en los fríos. MOURA *et al.*, (1997), también en Brasil, utilizó ratas de laboratorio y estableció algunos patrones de asociación de la fauna. Ese mismo año, KEIPER *et al.* (1997) se ocupan de los insectos acuáticos colonizadores de cadáveres de ratas sumergidos en un río en Ohio

(EE UU), tratando de encontrar patrones de sucesión que puedan ser utilizados para determinar el intervalo de sumersión postmortem. Las larvas de la familia Chironomidae fueron las que dominaron el medio.

En dos ambientes distintos, el acuático y el terrestre, TOMBERLIN & ADLER (1998) realizaron un estudio de los artrópodos que fueron colonizando temporalmente los cadáveres de ratas, utilizadas de cebo, en Carolina del Sur (EE UU), comparando los distintos resultados obtenidos en cada medio y durante las dos estaciones estudiadas, verano e invierno. En verano, en 1-2 semanas estuvieron consumidos y solamente se capturaron 30 especies de insectos carroñeros. En invierno los insectos no colonizaron la carroña en el medio acuático. Encontraron diferencias de presencia por estaciones y ambientes entre los artrópodos colonizadores.

Un nuevo estudio comparativo es el realizado por VANLAERHOVEN & ANDERSON (1999) en la British Columbia (Canadá) utilizando cerdos enterrados en dos zonas biogeoclimáticas bien diferenciadas. No encontraron ninguna masa de larvas alimentándose de los cadáveres y señalaron que la temperatura del suelo fue la mejor indicadora de la temperatura interna de los cerdos enterrados.

Por último, en Francia, BOUREL *et al.* (1999b) estudiaron la sucesión de insectos con cadáveres de conejos expuestos en un ambiente extremo, las dunas de la costa noreste de Francia, encontrando que las bajas temperaturas ambientales, sobre todo las nocturnas en los inicios de la primavera, condicionaron los patrones de presencia de insectos, retrasando la aparición en el tiempo de dípteros de la familia Calliphoridae. Capturaron 66 especies de artrópodos, representando a tres clases, siete órdenes y 25 familias.



C. MATERIAL Y MÉTODOS

C.1. Fechas de estudio

El estudio ha sido efectuado para cada una de las estaciones del año, durante los 30 días que siguen a la muerte del animal (salvo en la prueba invernal en la que el estudio se extendió a 120 días). Las pruebas y fechas, son las siguientes:

- Primera Prueba : Otoño del año 1997. Desde el 22/9/97 hasta el 22/10/97.
- Segunda Prueba: Verano del año 1998. Desde el 3/8/98 hasta el 2/9/98.
- Tercera Prueba: Invierno del año 1998-99. Desde el 20/12/98 hasta el 19/4/99.
- Cuarta Prueba: Primavera del año 1999. Desde el 23/5/99 hasta el 18/6/99.

C.2. Estudio del lugar. Situación geográfica

El estudio ha sido realizado en la finca agrícola-ganadera llamada "Torre el Montañés", ubicada en el término municipal de Esplús, comarca de la Litera, provincia de Huesca. Coordenadas UTM: 31TBG7229. 281m de altitud sobre el nivel del mar. Es una zona de agricultura intensiva con cultivos de regadío y ganadería industrial, dominando el cebo de porcino y de bovino. La presencia humana en la zona es notable.

Los cebos para el estudio han sido ubicados de la siguiente forma:

1. Situación al sol: Dos cebos en la parte trasera de una vivienda rural habitada, ligeramente separados y con una orientación norte en la que el viento dominante alejase los malos olores. Se encuentran en una explanada sin vegetación que pudiera hacerles sombra y con 10 m de separación entre ellos (Fig. 1). En esta situación se colocaron dos lechones que se referenciarán durante todo el trabajo como cerdo 1 (C1) y cerdo 2 (C2).
2. Situación a la sombra: Separados unos 300 m de la situación de los cerdos al sol se han colocado otros dos cebos, también separados 10 m entre ellos, en un lugar que se pretende sea el exponente más parecido a una situación de umbría (Fig. 2). Situado entre campos de cultivo de alfalfa (*Medicago sativa*) se utilizó una antigua chopera no cultivada, talada en el pasado y en la que se ha regenerado una comunidad vegetal asilvestrada que está compuesta en su mayor parte por álamo temblón (*Populus tremula*) y pseudoacacia (*Gleditsia triacanthos*) en el estrato

arbóreo; y rubia peregrina (*Rubia tinctorum*) y zarza (*Rubus ulmifolius*) en el estrato arbustivo y rastrero.

En esta situación se colocan dos cerdos que se referenciarán durante todo el trabajo como C3 y C4.

C.3. Modelo animal

CATTS & GOFF (1992) señalan a la especie porcina como la más adecuada en el campo de la entomología forense para la realización de estudios comparativos, pues los resultados pueden ser extrapolados a la especie humana. La porcina es una especie con patrones fisiológicos de descomposición parecidos a la humana; además, es fácil obtener muestras por su bajo coste económico y su sacrificio no presenta problemas especiales de naturaleza ética en la sociedad. El peso adecuado de los cerdos según los autores citados es de 23 kg.

En nuestro estudio se han utilizado 16 cerdos, cuatro en cada estación, de raza híbrida entre Landrace x Large White, sanos, indistintamente machos (M) o hembras (H), provenientes de la misma explotación ganadera en la que se ha ubicado la prueba.

Los pesos y sexos utilizados han sido: Primera prueba (Otoño 97): Cerdo 1: 10.450 g (H); Cerdo 2: 10.400 g (H); Cerdo 3: 10.650 g (H); Cerdo 4: 10.750 g (H). Segunda prueba (Verano 98): Cerdo 1: 9.000 g (M); Cerdo 2: 10.200 g (M); Cerdo 3: 8.500 g (H); Cerdo 4: 9.600 g (M). Tercera prueba (Invierno 98-99): Cerdo 1: 11.000 g (H); Cerdo 2: 12.000 g (H); Cerdo 3: 11.000 g (H); Cerdo 4: 10.800 g (H). Cuarta prueba (Primavera 99): Cerdo 1: 13.100 g (M); Cerdo 2: 9.800 g (M); Cerdo 3: 9.000 g (M); Cerdo 4: 9.000 g (M).

La diferencia mayor entre pesos es de 4.600 g; el peso máximo utilizado es de 13.100 g y el mínimo es de 8.500 g. El uso de cerdos de escaso peso se justifica por razones de seguridad, ya que un peso superior obligaría a utilizar sistemas mecánicos de elevación de las jaulas, perdiendo un componente decisivo para la prueba como la discreción en un medio rural poblado (además la zona de sombra está junto a una carretera comarcal con abundante tráfico rodado). HEWADIKARAM & GOFF (1991) determinaron con sus experimentos que no existían cambios sustanciales en los patrones de sucesión de artrópodos entre cadáveres con poca diferencia de peso (menores de 7 kg). El estudio ha sido realizado en el más completo anonimato para evitar las posibles alteraciones provocadas por la presencia humana.



Fig. 1. Situación de los cerdos expuestos al sol. **Fig. 2.** Situación del cerdo 4 a la sombra. **Fig. 3.** Jaula del cerdo 3 a la sombra. **Fig. 4.** Detalle del corte en el cuello.

C.4. Material

Ha sido un objetivo de este trabajo intentar que solo los artrópodos (y en su caso, pequeños invertebrados) tuvieran acceso a los cadáveres; para ello se fabricaron cuatro jaulas rectangulares de hierro donde se introdujeron los cerdos una vez sacrificados y hasta que se dio por terminada la prueba (Fig. 3). Las jaulas tienen las siguientes medidas: 90 x 70 x 45 cm. Han sido forradas de tela metálica con un paso de 1,3 cm de lado, de forma que el proceso no pudiera verse afectado por la intervención de grandes animales (ELLISON, 1990). El lado de la jaula en contacto con el suelo dispone de cuatro patas soldadas de 25 cm de largo, que se introducen en el interior de unos tubos, preparados con anterioridad en el suelo. La parte superior se puede separar de la inferior mediante unos cierres, gracias a los cuales también es posible, fácil y rápido, el acceso en todo momento a cada cerdo.

Los cerdos se han sacrificado mediante pistola de proyectil fijo aplicada en la parte frontal de la cabeza, en el cerebro. Se han sacrificado *in situ* colocándolos acto seguido dentro de cada jaula. El trabajo de MICOZZI (1986) es determinante a la hora de decidir si utilizar los cerdos recién muertos o tenerlos ya sacrificados y congelados, desestimando esta última opción ya que en tal caso se produce una descomposición aeróbica.

Para facilitar una de las partes del trabajo, se aplicó sobre la superficie del suelo original bajo las

jaulas una capa de unos 10 cm de espesor de arena de río, del tipo empleado como material de construcción, que fue retirada y repuesta en cada prueba/estación. Con ello se intenta que las larvas encuentren un terreno favorable y que pupen cerca de los cerdos.

Esta precaución es necesaria pues no todas las especies tienen un comportamiento similar. Unas tienden a enterrarse debajo del cadáver en sentido vertical, como las de la familia Sarcophagidae (SAIZ *et al.*, 1989); otras tienden a migrar a cierta distancia del cadáver. GREEMBERG (1990a) estudió las distancias recorridas por las larvas en su proceso de migración, llegando a pupar hasta a 8,1 m de separación en el caso de *Lucilia sericata* y *Calliphora vicina*; TESSMER *et al.* (1995) obtuvieron, entre otros datos, la máxima concentración de pupas de califóridos a 0,9 m del cadáver en el verano, tanto en cadáveres expuestos a la sombra en bosque, como al sol en praderas. Entre sus resultados, señalan que la dirección de las larvas es hacia el sudeste en verano y primavera y hacia el sudoeste en otoño. Dada la variación de resultados según diversos estudios y según especies, se consideró que el colchón arenoso facilitaría la permanencia de muchas larvas de dípteros desarrolladas sobre el cadáver, al tiempo que se simplificaría el muestreo. El muestreo terrestre de las larvas de dípteros nos permitió obtener material vivo para su cría controlada y para la confirmación de la identificación de los adultos presentes.

Tabla 1. Horarios de sacrificio de los cerdos (día cero) y de toma de muestras para cada ambiente y estación.

Estación	Ambiente	Sacrificio de los cerdos.	Toma diaria de muestras.
Otoño	Sol	19 h	16h 30'
	Sombra	18h 30'	17h 30'
Verano	Sol	17h 50'	17h 30'
	Sombra	16h 45'	17 h
Invierno	Sol	13 h	15h
	Sombra	12h 40'	16h
Primavera	Sol	15h 15'	16h
	Sombra	15h 45'	17h

Se han tomado datos relativos a las condiciones atmosféricas durante los días en los que se han hecho las pruebas. Estos datos se han tomado en diferentes lugares y con diferentes medios. A 3 km de distancia de donde se ha realizado el experimento se encuentra la Estación Meteorológica de Monte Julia, que nos facilita los datos diarios de temperaturas máxima, media y mínima, la humedad relativa, viento, radiación solar y cantidad de lluvia caída. En cada ubicación de cerdos, a la altura de 1,5 m del suelo se ha colocado un termómetro de mercurio que marca las temperaturas máxima y mínima. También han sido tomadas la del ambiente en el momento en el que se muestrea diariamente. Se ha colocado un pluviómetro junto al termómetro puesto al sol que nos indica la lluvia caída.

En cada cadáver, cada día mientras las condiciones de descomposición lo permitían, se tomaron las temperaturas internas de cada cerdo, en los siguientes lugares: boca, herida, masa general de larvas y ano. Para ello se ha utilizado un termómetro digital electrónico con sonda metálica y con una superficie efectiva de 40-50 mm a partir de la punta, que se insertará en el interior del lechón y en la masa de larvas, marcando sus temperaturas internas.

Para la captura de los diferentes artrópodos que acuden a la carroña, se utiliza una manga entomológica, pinceles finos mojados en alcohol de 70° y pinzas entomológicas. Las muestras recogidas, dependiendo del tipo, se procesan de diferente manera: las de dípteros, coleópteros y otros artrópodos adultos, se han sacrificado utilizando acetato de etilo y se han conservado pinchados, en cajas entomológicas o bien en tubos con alcohol de 70°. Las muestras de larvas se han conservado en alcohol de 70° hasta que en un plazo nunca superior a las 48 h se han medido, identificado y montado.

Para la identificación y el montaje de las preparaciones se utilizó una lupa binocular de la marca "Ura Technic" con oculares 10x y 20x aumentos, así como un ocular micrométrico para la medición de la longitud de las larvas de hasta 10 mm. Las larvas de mayor longitud se han medido con una regleta inoxidable con escala de ½ mm.

En la técnica de preparación y montaje de las larvas de los dípteros, se ha utilizado el líquido de Hoyer, cuya fórmula según se detalla en PASTRANA (1985) es: hidrato de cloral, 180 cm³; glicerina neutra

bidestilada, 20 cm³; goma arábica pura, 50 g; agua destilada, 50 cm³.

Las muestras de larvas recogidas fueron encerradas junto a una pequeña cantidad de sustrato en recipientes de 125 g de capacidad, rellenos con tierra de jardín. Tras producirse la emergencia de los adultos son sacrificados con acetato de etilo para posteriormente proceder a su identificación.

C.5. Protocolo

Antes del inicio de cada prueba se realizó una inspección ocular para buscar elementos de materia orgánica (como excrementos u otros animales muertos, ya que la zona de sombra se encuentra junto a una carretera) que pudieran distorsionar la prueba (GOFF *et al.*, 1991b; CHRISTOPHERSON & GIBO, 1997). Cada prueba comenzó con el pesaje de los cerdos, su distribución en las zonas de sol y sombra y su sacrificio junto a cada jaula. Una vez colocados en cada jaula y antes de su cierre, se realizó un corte mínimo de 10 x 2 cm de profundidad con un bisturí en el cuello del animal (Fig. 4). El objeto de dicho corte es estudiar si la salida de sangre y exposición de tejidos blandos en el ambiente produce diferencias con otras zonas anatómicas en cuanto a la atracción, puestas de huevos y desarrollo larvario de los dípteros necrófagos.

Los horarios de sacrificio de los cerdos oscilaron entre las 12h 40' en invierno y las 19 h de otoño. Y los horarios de la toma de muestras de huevos y estadios larvarios diaria, variaron entre las 15 h de invierno y las 17 h 30' de otoño o verano (Tabla 1). El día de sacrificio es el 'día cero' de la prueba. Tras colocarlos en las jaulas fueron observados los artrópodos que llegaron al cadáver durante dos horas, tomando las primeras muestras.

La jornada de trabajo está basada en una visita diaria ajustada a los horarios señalados en el primer día para cada zona, con las variaciones propias que del muestreo se derivaron. El proceso fue el siguiente:

1. En primer lugar y durante cualquier momento de la visita se intenta capturar a los artrópodos adultos presentes en el medio, tanto los que están posados sobre los cadáveres, como los que salen de debajo, pero siempre utilizando los medios descritos anteriormente y nunca con la intención de capturarlos todos.
2. Anotación de las temperaturas ambientales máxima, mínima y actual en la zona de sol, así como de los datos pluviométricos.
3. Fotografíar a los cerdos expuestos al sol. Se registran de este modo los cambios físicos durante el proceso de descomposición.
4. Colocación de la sonda termómetro con objeto de recoger la temperatura en las partes específicas de cada cerdo, comenzando por la boca, herida y ano del cerdo 1 y después el cerdo 2. A su vez, observación y captura de los dípteros y demás artrópodos adultos o larvas que están sobre los dos cerdos o

hacen acto de presencia en el medio ambiente que se ha constituido en torno a los cadáveres.

5. Recogida en cada cerdo de larvas de dípteros en los diferentes estadios de desarrollo (LI, LII, LIII) que se encuentran en cada uno de los sitios específicos y mencionados. La sistemática de muestreo consistió en recoger un mínimo de 10 larvas pequeñas y 10 grandes de cada sitio, procurando coleccionar larvas de todos los tamaños presentes. También fueron recogidos otros lotes cuando fueron observadas larvas con diferentes morfologías externas. Las muestras se colocaron en tubos de muestreo con alcohol de 70°. Así mismo se recogieron diferentes larvas de dípteros, en estadio LIII o pupas para ponerlas en tierra en cría controlada y confirmar su identificación taxonómica tras su emergencia.
6. Prospección y toma de muestras de artrópodos de la parte inferior de la jaula (zona de arena).
7. Anotación de todos los datos relativos a las muestras tomadas (lugar, fecha) y de las diferentes temperaturas. Riguroso registro de las pautas de puesta, interacciones, migraciones, presencia / ausencia de especies y cualquier otro dato relativo que sea de interés sobre el nicho ecológico en estudio.
8. El mismo proceso que se ha citado anteriormente se repetirá a continuación con los cerdos 3 y 4 que están en la sombra.
9. Las larvas capturadas fueron medidas antes de las 48 h desde su sacrificio.

Los patrones de actuación a seguir en la recolección de entomofauna con interés forense se han ido perfeccionando con los años y por ejemplo las recomendaciones de LORD & BURGER (1984) se mejoraron en CATTS & HASKELL (1990) pero se tuvieron también que modificar, en lo que respecta al tratamiento de las larvas de dípteros, ya que TANTAWI & GREENBERG (1993) demostraron que si no se hervían en agua durante un tiempo, las larvas de dípteros recolectadas se retraían de tamaño en cinco días en diferentes porcentajes según el medio conservante, lo que puede inducir a error. KULSHRESTHA & CHANDRA (1987) y OLIVA *et al.* (1995) incorporan en su metodología el hervido de las larvas durante un par de minutos a 95-98 °C. En nuestro estudio no ha sido necesario este proceso pues las mediciones han sido realizadas en un plazo sustancialmente inferior.

La morfología de las larvas de los dípteros varía conforme avanzan en su desarrollo corporal. El ciclo se inicia con las puestas de huevos sobre la materia orgánica en descomposición; de éstas emergerán las larvas en su primer estadio, el denominado LI, en el que sólo presentan espiráculos anteriores. Las larvas se alimentan, aumentando de tamaño, hasta que sufren una transformación, una muda, pasando al segundo estadio, el LII, en el que puede distinguirse en el extremo posterior de la larva, en cada uno de los dos espiráculos, dos hendiduras. Continúan alimentándose hasta la siguiente muda, transformán-

dose en larvas de tercer estadio de desarrollo, el LIII, en el que presentan tres hendiduras y alcanzan su máximo desarrollo en tamaño y peso. En el siguiente estadio, las larvas ya no se alimentan y comienzan a emigrar del recurso. Han acumulado ya las reservas que serán necesarias para la metamorfosis final. Adoptan un color claro y encogen de tamaño para pasar al estadio de prepupa. Por último, proceden a enterrarse para pasar al estadio de pupa, del que emergerán los imagos dispuestos a iniciar el ciclo nuevamente.

Un número representativo de cada estadio larvario y grupo diferente fue disecado con un bisturí (la parte anterior donde está el esqueleto cefalo-faríngeo y la posterior con los espiráculos y anillo posterior) para su montaje entre porta y cubreobjetos, con líquido de Hoyer, para su identificación taxonómica.

10. Finalizado el estudio, los restos fueron retirados.

C.6. Identificación

Para la identificación de los artrópodos capturados, dada la complejidad y amplitud de especies, se procedió en principio a la diferenciación por grupos utilizando las claves generales del libro "*Claves para un curso práctico de entomología*" (BARRIENTOS, 1988).

BORNEMISSZA (1957) estudió los efectos de la descomposición de cobayas sobre la fauna y flora del suelo y de sus resultados se puede concluir que la fauna propia del suelo no participa activamente en el fenómeno de descomposición. Teniendo en cuenta ese resultado y los de PAYNE (1965) respecto a la proporción que representan dípteros, coleópteros, himenópteros y arácnidos (un 78%) respecto de la entomofauna carroñera total sobre cadáveres de lechones, se decidió no realizar ninguna presión de muestreo sobre otros grupos y no se estudiaron aquellos órdenes con especies ligadas mayoritariamente al suelo como son Dictyoptera, Hemiptera, Dermaptera, Collembola e Isopoda. La recolección abarcó muestras de Coleoptera, Diptera, Hymenoptera, Lepidoptera, Siphonaptera, ácaros (Acariformes y Parasitiformes) y Pseudoscorpiones.

Una vez clasificados hasta el nivel de orden, las muestras fueron enviadas a especialistas de cada grupo taxonómico.

Con los dos órdenes más numerosos e importantes desde la perspectiva forense (Coleoptera y Diptera) las muestras fueron preclasificadas hasta familia y en el caso de ejemplares de la familia Calliphoridae y Muscidae hasta género y especie en algunos casos, confirmando las identificaciones con los especialistas correspondientes. En las identificaciones fue consultada la siguiente bibliografía:

Orden Coleoptera: Como claves generales, las de ALONSO & MANSILLA (1988), BARRIENTOS (1988) y MOUND (1989). Complementariamente, para la familia Dermestidae se utilizó PORTEVIN (1931); para Staphylinidae, OUTERLO & GAMARRA (1985); para Cleridae, BAHILLO DE LA PUEBLA & LÓPEZ-COLÓN (1999); y para Silphidae, BÁGUENA (1965).

Orden Diptera: Como claves generales hasta familia, MAURICE (1947), PERIS (1952), SMITH (1985), BARRIENTOS (1988), CROSSKEY & LANE (1995) y KETTLE (1995). Para Calliphoridae, GONZÁLEZ-MORA & PERIS (1988), GONZÁLEZ (1989) y PERIS & GONZÁLEZ (1991). Para Muscidae, PERIS & LLORENTE (1963) y D'ASSIS (1968). Las larvas de dípteros se han clasificado utilizando las siguientes publicaciones: SMITH (1985), GÓMEZ (1958), BRINDLE & SMITH (1978), REITER & WOLLENEK (1982, 1983a, 1983b), ERZINÇLIOGLU (1985), LIU & GREENBERG (1989) y SKIDMORE (1985).

Para las garrapatas se ha consultado el libro de ESTRADA (1994) y para el orden Hymenoptera, las siguientes publicaciones: GAYUBO (1984), SELFA (1998), SELFA & ANENTO (1998) y VERDÚ (1998).

A continuación se citan los entomólogos especialistas que han participado en la identificación de los ejemplares capturados:

- Víctor Iraola Campo. Zaragoza. Acari.
- José García Carrillo. Madrid. Pseudoscorpionida.
- Gary Edward King. Zaragoza. Lepidoptera.

Coleoptera:

- Carlos Hernado. Museo de Zoología. Barcelona. Anthicidae, Hydrophilidae.
- Juan Vives Duran. Tarrasa. Carabidae, Elateridae, Phalacridae.
- Marina Blas. Facultad de Biología, Universidad de Barcelona. Barcelona. Cholevidae.
- Eduard Petitpierre. Universidad de las Islas Baleares. Palma de Mallorca (Mallorca). Chrysomelidae.
- Pablo Bahillo de la Puebla. Barakaldo (Vizcaya). Cleridae.
- Michael Geisthardt. Museum Wiesbaden. Wiesbaden (Alemania). Dermestidae.
- José Ignacio Lopéz-Colón. Rivas-Vaciamadrid (Madrid). Harpalidae, Scarabaeidae, Tenebrionidae.
- Tomas Yélamos. Barcelona. Histeridae.
- José Carlos Otero González. Facultad de Biología. Santiago de Compostela (A Coruña). Nitidulidae.
- Javier Pérez Valcárcel. A Coruña. Silphidae.
- Raimundo Outerelo. Facultad de Biología. Universidad Complutense. Madrid. Staphylinidae.

Diptera:

- Michael Ackland. Associated Museum University Museum of Natural History Oxford (Reino Unido). Anthomyiidae.
- Miguel Carles-Tolrá. Barcelona. Asilidae, Bibionidae, Carnidae, Ceratopogonidae, Chloropidae, Dolichopodidae, Heleomyzidae, Hybotidae, Opomyzidae, Piophilidae, Sepsidae, Simuliidae, Sphaeroceridae, Tabanidae, Therevidae, Ulidiidae.
- Knut Rognes. Stavanger College School of Teachers' Education. Stavanger. Noruega. Calliphoridae, Fannidae, Muscidae.
- Concha Magaña Loarte. Dpto. Ecología Evolutiva. Museo Nacional de Ciencias Naturales-C.S.I.C. Madrid. Calliphoridae.
- Ana Isabel Alonso. Dpto. de CC Ambientales y Recursos Naturales. Universidad de Alicante. San Vicente de Raspeig (Alicante). Calliphoridae.
- Fernando Cobo. Facultad de Biología. Universidad de Santiago de Compostela (A Coruña). Chironomidae.
- Javier Lucientes Curdi. Facultad de Veterinaria. Universidad de Zaragoza. Culicidae, Pulicidae (Siphonaptera).
- Gerhard Bächli. Zoologisches Museum, Universität Zürich-Irchel. Zürich (Suiza). Drosophilidae.

- Andreas Grossmann. Nürtingen (Alemania). Fannidae, Muscidae, Anthomyiidae.
- Thomas Pape. Department of Entomology. Swedish Museum of Natural History, Estocolmo (Suecia). Sarcophagidae.
- Mike Nelson Edimburgh (Reino Unido). Scatophagidae.
- Jean-Paul Haenni. Musée d'Histoire Naturelle. Neuchâtel. Suiza. Scatopsidae.
- Frank Menzel. Deutsches Entomologisches Institut. Eberswalde (Alemania). Sciaridae, Cecidomyiidae.

Hymenoptera:

- Xavier Espadaler. Universitat Autònoma de Barcelona. Bellaterra (Barcelona). Formicidae.
- Dick Askew. Tarporley (Reino Unido). Apidae /Halictidae, Bethyidae, Braconidae, Pteromalidae, Chrysididae, Cynipoidea: Figitidae, Megaspilidae, Proctotrupeoidea, Platygyasteridae, Speheciidae.
- José Vicente Falcó. Dpto. de CC Ambientales y Recursos Naturales. Facultad de Ciencias. Universidad de Alicante. San Vicente de Raspeig (Alicante). Braconidae.
- Juli Pujade-Villar. Facultad de Biología. Universitat de Barcelona. Cynipoidea: Figitidae, Proctotrupeoidea: Diapriidae, Diapriinae.
- Jesús Selfa. Universitat de Valencia. Burjassot. Valencia. Ichneumonidae.
- José Luis Nieves Aldrey. Dpto. de Biodiversidad y Biología Evolutiva. Museo Nacional de Ciencias Naturales -C.S.I.C. Madrid. Cynipoidea: Figitidae.

C.7. Tratamiento estadístico

Con los datos obtenidos en la toma diaria de temperaturas y con las mediciones de las larvas de dípteros capturadas, se realizó un estudio estadístico utilizando las funciones de la hoja de cálculo de "Microsoft Excel 97" de Microsoft.

Concretamente para cada día de muestreo y cerdo se separaron las larvas capturadas según las especies identificadas y los estadios larvarios, midiéndose e incorporando los datos a las correspondientes tablas de resultados: medidas máximas y mínimas, media de todas las medidas, desviación estándar y número total de larvas medidas. De este modo cada especie y cada estadio larvario tiene asociados unos tamaños de larvas y su correspondiente cálculo estadístico.

Con las temperaturas máximas y mínimas ambientales obtenidas en las estaciones locales y las reflejadas en la Estación Meteorológica de Monte Julia, se aplicaron los coeficientes de correlación Pearson. La interpretación de estos resultados, que pueden variar entre 1 y -1, nos indica que cuanto más se aproximen los coeficientes obtenidos a estos valores extremos, más dependencia existirá entre las variables estudiadas. Con ello se pretende comprobar si las temperaturas de la Estación de Monte Julia y las tomadas "in situ" siguen la misma evolución y por lo tanto si pueden ser utilizadas las primeras como referencia en futuras investigaciones.



D. RESULTADOS

D.1. Estados de descomposición

El proceso de descomposición se ha dividido para todas las estaciones en los cuatro estados que continuación se detallan. Tan solo en invierno, tanto al sol como a la sombra, los tránsitos se han caracterizado por ser lentos, prolongados y ha resultado complicada la delimitación.

D.1.1. Estado fresco

Esta fase se define como aquella que transcurre desde que se sacrifican los cerdos hasta que se hace evidente la hinchazón provocada por las fermentaciones anaeróbicas de los microorganismos digestivos. La salida de sangre provocada por las dos heridas practicadas, la del sacrificio en la cabeza y la del cuello, atrajeron a los dípteros en muy poco tiempo, haciendo sus puestas y comenzando inmediatamente el proceso de descomposición. No se percibieron malos olores (Fig.5).

D.1.2. Estado hinchado

Comprende desde que se hincha el cadáver hasta que pierde la estanqueidad orgánica y se produce la salida de gases al medio, perdiéndose la apariencia voluminosa. Debido a la presión ejercida, se produce la salida de líquidos, de heces y mucosas por el ano y rotura de piel en las zonas de mayor tirantez, generalmente en la zona abdominal. Las puestas eclosionan y el desarrollo larvario se hace evidente, formándose grandes masas de larvas de dípteros que se agrupan en la zona del corte en el cuello. Comienzan a sentirse los olores característicos de putrefacción (Fig. 6).

D.1.3. Estado de descomposición activa

Se inicia con la salida de gases y el consumo extendido de todos los tejidos blandos por larvas necrófagas de dípteros y finaliza cuando la última larva de los dípteros abandona el recurso para migrar y pupar (TULLIS & GOFF, 1987). Continúa el olor a pútrido y las grandes masas de larvas en su desarrollo y trayectoria van dejando un reguero de líquidos que empapan los aledaños del cadáver. En esta fase se encontraron con mayor frecuencia coleópteros predadores (Fig. 7 y 8).

D.1.4. Estado de descomposición avanzada

Esta fase comprende desde que desaparecen las larvas de los dípteros consumidores del cadáver hasta el final del estudio. En el estudio se han limitado los días de exposición a 30 en las pruebas de otoño, verano y primavera y a 120 días en la prueba de invierno. No se han diferenciado otros estadios de descomposición ya que salvo en aquellos procesos muy rápidos, los crite-

rios de separación resultan complejos de tipificar. Los restos que quedan, en su mayoría piel, huesos, cartílagos duros y si el proceso no ha sido rápido (por ejemplo, en invierno) un estroma compacto compuesto por los tejidos interiores, ya no son lugares de predilección para nuevas puestas de los principales especies necrófagas, aunque sí para especies saprófagas como por ejemplo algunos representantes de las familias Piophilidae o Muscidae. Al mismo tiempo se suceden las generaciones de coleópteros necrófagos y consumidores de tejidos más secos como la piel. Se observan las primeras emergencias de imagos de las pupas que se enterraron bajo los cerdos. Dependiendo de la cantidad de materia orgánica se desprendió más o menor olor del estroma que quedó en el interior de los cerdos, aunque en este caso se podría clasificar como un olor rancio, menos fuerte que el pútrido (Fig. 9 y 10).

D.2. Clasificación biológica de los artrópodos capturados

La clasificación de los artrópodos capturados en los cadáveres se ha realizado teniendo en cuenta sus características biológicas y sus relaciones tróficas en base a los criterios utilizados por LECLERCQ (1978) y BRAACK (1987).

Se han clasificado en los siguientes grupos:

- 1. Necrófagos:** Son los que se alimentan directamente de los cadáveres, entre los que se encuentran los sarcófagos, si se alimentan de la carne y los tejidos blandos y los dermatófagos, si se alimentan de la piel.
- 2. Necrófilos:** Son los que se alimentan de los necrófagos y que pueden ser predadores, si capturan y se alimentan de los otros artrópodos presentes en el medio (mayoritariamente larvas de dípteros) o parásitos, si utilizan a las larvas de los dípteros para completar su ciclo biológico.
- 3. Saprófagos:** En general, los que se alimentan de materia orgánica en descomposición y, dentro de este apartado, los que lo hacen de los líquidos y tejidos putrefactos cadavéricos. No son necrófagos estrictos. Entre estos están los coprófagos, que son los que se alimentan de excrementos (en este caso del contenido del aparato digestivo de los cerdos).
- 4. Oportunistas:** Aquellos que utilizan el cadáver como refugio o que simplemente están de paso.

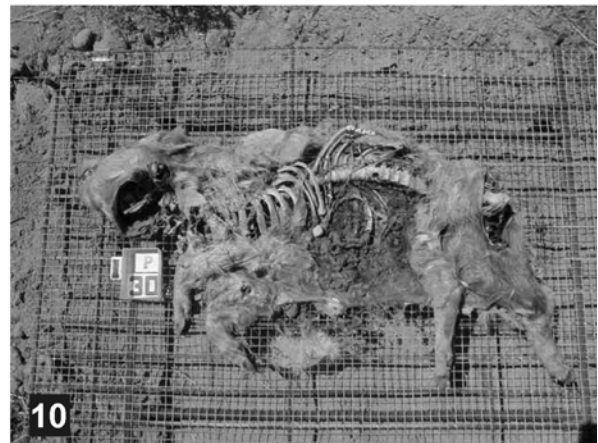
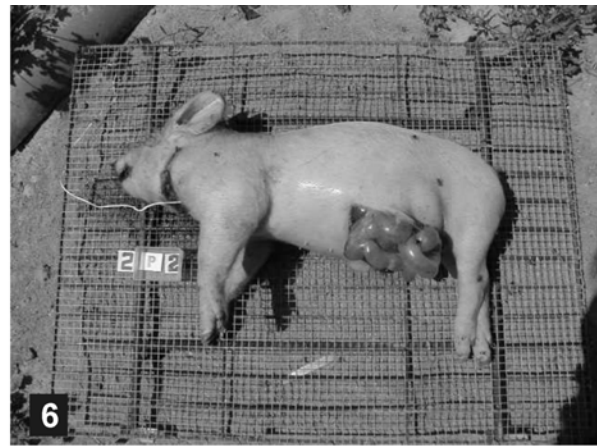
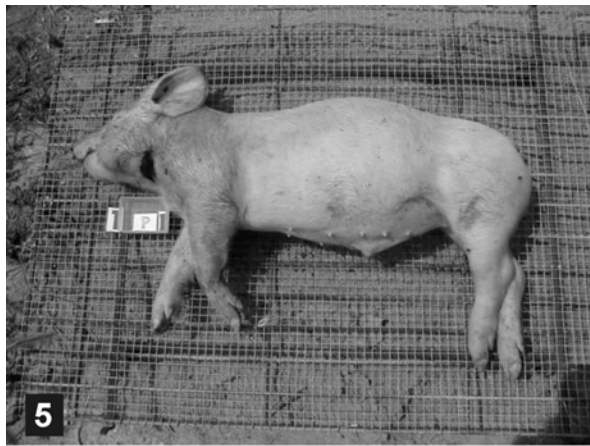


Fig. 5. Cerdo 1. Primavera. Estado fresco. **Fig. 6.** Cerdo 2. Día 2º. Primavera. Estado hinchado. **Fig. 7.** Cerdo 2. Día 6º. A las 13 h. Primavera. Descomposición activa. **Fig. 8.** Cerdo 2. Día 6º. A las 17 h. Primavera. Descomposición activa. **Fig. 9.** Cerdo 2. Primavera. Inicio de descomposición avanzada. **Fig. 10.** Cerdo 1. Primavera. Final de descomposición avanzada.

D.3. Taxones identificados

Se han colectado ocho órdenes de artrópodos. Los tres mayoritarios son Diptera, del que se han identificado 31 familias y 92 especies, Coleoptera, con 19 familias y 121 especies e Hymenoptera, con 15 familias y 49 especies estudiadas. A continuación, en orden de importancia tanto numérica como biológica, dos grupos de Arachnida: ácaros y garrapatas; los Parasitiformes con ejemplares de cinco familias diferentes y los Acariformes con una sola familia identificada. De los órdenes Pseudoscorpiones (Arachnida) y Siphonaptera, se han identificado en ambos casos, una sola familia y dos especies distintas. Por último, del orden Lepidoptera tan solo se ha identificado una especie.

En total se han identificado las 273 especies que figuran clasificadas en la relación siguiente:

ORDEN DIPTERA

ANTHOMYIIDAE

- *Anthomyiidae* sp.
- *Adia cinerella* Fallén 1825
- *Anthomyia liturata* Robineau-Desvoidy 1830
- *Anthomyia phuvialis* Linnaeus 1758
- *Botanophila fugax* Meigen 1826
- *Delia platura* Meigen 1826

ASILIDAE

- *Asilidae* sp.

BIBIONIDAE

- *Dilophus* sp.

CALLIPHORIDAE

- *Calliphora vicina* Robineau-Desvoidy 1830
- *Calliphora vomitoria* Linnaeus 1758
- *Chrysomya albiceps* Wiedemann 1819
- *Lucilia caesar* Linnaeus 1758
- *Lucilia sericata* Meigen 1826
- *Lucilia silvarum* Meigen 1826
- *Melinda viridicyanea* Meigen 1830
- *Pollenia* sp.

CARNIDAE

- *Meoneura exigua* Collin 1930
- *Meoneura prima* Becker 1903
- *Meoneura* sp.

CECIDOMYIIDAE

- *Cecidomyiidae* sp.

CERATOPOGONIDAE

- *Ceratopogonidae* sp.

CHIRONOMIDAE

- *Bryophaenocladus ictericus* Thienemann 1934
- *Smittia aterrima* Meigen 1818

CHLOROPIDAE

- *Chloropidae* sp.

CULICIDAE

- *Culex pipiens* Linnaeus 1758

DROSOPHILIDAE

- *Drosophila busckii* Coquillett 1901
- *Drosophila funebris* Fabricius 1787
- *Drosophila melanogaster* Meigen 1830
- *Drosophila immigrans* Sturtevant 1921

FANNIDAE

- *Fannia canicularis* Linnaeus 1761
- *Fannia leucosticta* Meigen 1838
- *Fannia scalaris* Fabricius 1794
- *Fannia* sp.

HELEOMYZIDAE

- *Neoleria flavicornis* Loew 1862
- *Neoleria maritima* Villeneuve 1921
- *Suillia variegata* Loew 1862
- *Oecothoa fenestralis* Fallen 1820

HYBOTIDAE

- *Drapetis* sp.

MUSCIDAE

- *Hebecnema fumosa* Meigen 1826
- *Helina evecta* Harris 1780
- *Hydrotaea armipes* Fallén 1825
- *Hydrotaea aenescens* Wiedemann 1830
- *Hydrotaea ignava* Harris 1780
- *Hydrotaea palaestrica* Meigen 1826
- *Hydrotaea* sp.
- *Musca domestica* Linnaeus 1758
- *Muscina levida* Harris 1780
- *Muscina stabulans* Fallén 1817
- *Muscina* sp.

OPOMYZIDAE

- *Geomyza tripunctata* Fallén 1823

PHORIDAE

- *Phoridae* sp.

PIOPHILIDAE

- *Piophila casei* Linnaeus 1758
- *Prochyliza nigrimana* Meigen 1826
- *Stearibia nigriceps* Meigen 1826

PSYCHODIDAE

- *Psychodidae* sp.

SARCOPHAGIDAE

- *Ravinia pernix* Harris 1780
- *Sarcophaga anaces* Walker 1849
- *Sarcophaga argyrostoma* Robineau-Desvoidy 1830
- *Sarcophaga crassipalpis* Macquart 1839
- *Sarcophaga cultellata* Pandellé 1896
- *Sarcophaga hirticrus* Pandellé 1896
- *Sarcophaga jacobsoni* Rohdendorf 1937
- *Sarcophaga lehmanni* Müller 1822
- *Sarcophaga melanura* Meigen 1826
- *Sarcophaga siciliana* Enderlein 1928
- *Sarcophaga tibialis* Macquart 1839
- *Sarcophaga variegata* Scopoli 1763
- *Sarcophila* sp. aff. *japonica* Rohdendorf 1962
- *Scathophaga stercoraria* Linnaeus 1758

SCATOPSIDAE

- *Coboldia fuscipes* Meigen 1830
- *Scatopse nonata* Linnaeus 1758

SCIARIDAE

- *Bradysia trivittata* Staeger 1840
- *Corynoptera semipedestrus* Mohrig & Blasco 1996
- *Lycoriella castanescens* Lengersdorf 1940

SEPSIDAE

- *Sepsis fulgens* Meigen 1826

SIMULIIDAE

- *Simuliidae* sp.

SPHAEROCERIDAE

- *Camilla acutipennis* Loew 1865
- *Coproica ferruginata* Stenhammar 1854
- *Coproica hirticula* Rondani 1880
- *Coproica vagans* Haliday 1833
- *Crumomyia glabrifrons* Meigen 1830
- *Coproica* sp.
- *Pullimosina heteroneura* Haliday 1836
- *Spelobia czizeki* Duda 1918
- *Spelobia bifrons* Stenhammar 1854

- *Spaherocera curvipes* Latreille 1805
 - *Telomerina flavipes* Meigen 1830
- TABANIDAE
- *Tabanidae* sp.
- THEREVIDAE
- *Therevidae* sp.
- TRICHOCERIDAE
- *Trichoceridae* sp.
- ULIDIIDAE
- *Physiphora demandata* Fabricius 1798
- ## ORDEN COLEOPTERA
- ANTHICIDAE
- *Formicomus pedestris* Rossi 1790
 - *Hirticomus quadriguttatus* Rossi 1792
 - *Leptaleus rodriguessi* Latreille 1802
- CARABIDAE
- *Asaphidion curtum* Heyden 1870
 - *Demetrias atricapillus* Linnaeus 1758
 - *Ditomus capito* Serville 1821
 - *Eotachys bistriatus* Duftschmid 1812
 - *Harpalus affinis* Scharank 1781
 - *Harpalus distinguendus* Duftschmid 1812
 - *Licinus granutatus* Dejean 1826
 - *Microlestes negrita* Wollaston 1854
 - *Microlestes reitteri* Holdhaus 1921
 - *Poecilus cupreus cantabricus* Chaudoir 1876
 - *Princidium bipunctatum* Linnaeus 1761
 - *Trechus quadristriatus* Schrank 1781
- CLERIDAE
- *Necrobia rufficollis* Fabricius 1775
 - *Necrobia rufipes* DeGeer 1775
 - *Necrobia violacea* Linnaeus 1758
- CHOLEVIDAE
- *Catops coracinus* Kellner 1846
 - *Catops fuscus* Panzer 1794
 - *Ptomaphagus tenuicornis* Rosenhauer 1856
- CHRYSOMELIDAE
- *Longitarsus melanocephalus* De Geer 1775
 - *Phyllotreta procera* Redtenbacher 1849
 - *Gastroidea polygona* Linnaeus 1758
- COLONIDAE
- *Colonidae* sp.
- CRYPTOPHAGIDAE
- *Cryptophagidae* sp.
- DERMESTIDAE
- *Dermestes frischii* Kugelann 1792
 - *Dermestes undulatus* Brahm 1790
- ELATERIDAE
- *Cidnopus pilosus* Leske 1785
- HISTERIDAE
- *Atholus doudecimstriatus* Schrank 1781
 - *Carcinops pumilio* Erichson 1834
 - *Euspilotus (Neosaprinus) perrisi* Marseul 1855
 - *Gnathoncus rotundatus* Kugelann 1792
 - *Hister quadrimaculatus* Linnaeus 1758
 - *Hypocacculus (s.str.) metallescens* Erichson 1834
 - *Margarinotus (Paralister) brunneus* Fabricius 1775
 - *Margarinotus (Paralister) ignobilis* Marseul 1854
 - *Margarinotus (Paralister) uncostriatus* Marseul 1854
 - *Pholioxenus castilloi* Yélamos, 2002
 - *Saprinus algericus* Paykull 1811
 - *Saprinus caerulelescens* Hoffmann 1803
 - *Saprinus detersus* Illiger 1807
 - *Saprinus figuratus* Marseul 1855
 - *Saprinus georgicus* Marseul 1862
 - *Saprinus godet* Brullé 1832
 - *Saprinus maculatus* Rossi 1792
 - *Saprinus melas* Küster 1849
 - *Saprinus lugens* Erichson 1834
 - *Saprinus (Phaonius) pharao* Marseul 1855
 - *Saprinus politus* Brahm 1790
 - *Saprinus subnitescens* Bickhardt 1909
 - *Saprinus tenuistrius sparsutus* Solsky 1876
- HYDROPHILIDAE
- *Cercyon haemorrhoidalis* Fabricius 1775
- HELOPHORIDAE
- *Helophorus* sp.
- MYCETOPHAGIDAE
- *Mycetophagidae* sp.
- NITIDULIDAE
- *Nitidula flavomaculata* Rossi 1790
 - *Nitidula carnaria* Schaller 1783
 - *Nitidula bipunctata* Linnaeus 1758
 - *Carpophilus freemani* Dobson 1956
 - *Soronia punctatissima* Illiger 1794
 - *Melighetes* sp.
- PHALACRIDAE
- *Phalacridae* sp.
- SCARABAEIDAE
- *Aphodius (Calamosternus) granarius* Linnaeus 1758
 - *Onthophagus (Paleonthophagus) ruficapillus* Brullé 1832
 - *Valgus hemipterus* Linnaeus 1758
- SILPHIDAE
- *Necrodes litoralis* Linnaeus 1761
 - *Silpha tristis* Illiger 1798
 - *Thanatophilus ruficornis* Küster 1851
 - *Thanatophilus sinuatus* Fabricius 1775
- STAPHYLINIDAE
- *Acrotona aterrma* Grav. 1802
 - *Acrotona laticollis* Steph. 1832
 - *Aleochara (Baryodma) intricata* Mann. 1831
 - *Atheta (Bessobia) nigricornis* Er. 1839-40
 - *Aleochara (Coprochara) bipustulata* L. 1761
 - *Aleochara (Heterochara) spissicornis* Er. 1839-40
 - *Aleochara (Isochara) moesta* Grav. 1802
 - *Aleochara (s.str.) clavicornis* Redtenb. 1848
 - *Aleochara (s.str.) curtula* Goeze 1777
 - *Aloconota gregaria* Er. 1839-40
 - *Amischa decipiens* Sharp. 1869
 - *Anotylus inustus* Grav. 1802
 - *Anotylus sculpturatus* Grav. 1802
 - *Atheta (Bessobia) nigricornis* Er. 1839-40
 - *Atheta (Bessobia) oculata* Er. 1839-40
 - *Atheta (Dimetrota) atramentaria* Gyll. 1810
 - *Atheta (s.str.) graminicola* Grav. 1802
 - *Atheta (s.str.) oblita* Er. 1839-40
 - *Atheta (s.str.) orphana* Er. 1839-40
 - *Atheta (s.str.) pertyi* Herr 1838-42
 - *Cordalia obscura* Grav. 1802
 - *Creophilus maxillosus* L. 1758
 - *Dinaraea angustula* Gyll. 1810
 - *Gabrieus nigrutilus* Grav. 1802
 - *Gyrophypnus fracticornis* Müller 1776
 - *Mycetoporus solidicornis* Woll. 1864
 - *Neobisnius cerruti* Grid. 1943
 - *Omalium rivulare* Payk. 1789
 - *Omalium oxycanthae* Grav. 1806
 - *Oxypoda (Bessopora) annularis* Mann. 1831
 - *Oxypoda (s.s) longipes* Muls. Rey 1861
 - *Philonthus politus altaicus* Coiff. 1967
 - *Philonthus (s.str.) intermedius* Boid-Lacord 1835

- *Philonthus (s.str.) jurgans* Tott. 1937
- *Philonthus (s.str.) nitidicollis* Boid-Lacord 1835
- *Philonthus (s.str.) pachycephalus* Grav. 1802
- *Philonthus (s.str.) sparsus* Boid-Lacord 1835
- *Philonthus (s.str.) discoideus* Grav. 1802
- *Phloeonomus pusillus* Grav. 1806
- *Platystethus cornutus* Grav. 1802
- *Platystethus nitens* Sahlb. 1834
- *Platystethus spinosus* Er. 1839-40
- *Pseudocypus (Fortunocypus) fortunatarum* Woll. 1871
- *Pseudocypus (Pseudocypus) aethiops* Waltl. 1835
- *Quedius (Microsaurus) fulgidus* F. 1787
- *Spatulonthus longicornis* Steph. 1882
- *Tachyporus nitidulus* F. 1792
- *Tachyporus hypnorum* L. 1758
- *Tachyporus pusillus* Grav. 1802
- *Tasgius (Parastagius) ater* Grav. 1802
- *Xantholinus (Heterolinus) jarrigei* Coiff. 1956

TENEBRIONIDAE

- *Scaurus punctatus* Fabricius 1798

ORDEN HYMENOPTERA

APIDAE / HALICTIDAE

- *Lasioglossum* sp.?

BETHYLIDAE

- *Bethylidae* sp.

BRACONIDAE

- *Alysia* sp.
- *Aphaereta* sp.1
- *Aspilota* sp.1
- *Aspilota* sp.2
- *Blacus (Blacus)* sp.
- *Blacus (Ganychorus)* sp.
- *Microctonus* sp.

CHALCIDOIDEA

- *Asaphes vulgaris* Walker 1834
- *Callitula bicolor* Spinola 1811
- *Nasonia vitripennis* Walker 1836
- *Necremnus tidius* Walker 1839
- *Pachyneuron formosum* Walker 1833
- *Pteromalus* sp.
- *Spalangia cameroni* Perkins 1910

CHRYSIDIDAE

- *Elampus (Philoctetes)* sp.

CYNIPIDAE

- *Figites anthomyarum* Bouché 1834
- *Figitis* sp.

ICHNEUMONIDAE

- *Campoletis* sp.1
- *Cryptinae* sp. 1
- *Cryptinae* sp. 2
- *Cryptinae* sp. 3
- *Cryptinae* sp. 4
- *Diplazon varicosa* Thomson, 1890
- *Orthocentrinae* sp. 1

MEGASPILIDAE

- *Megaspilidae* sp.

PROCTOTRUPIDAE

- *Phaenoserphus* sp.

CERAPHRONTIDAE

- *Ceraphrontidae* sp.

DIAPRIIDAE

- *Aneurhynchus* sp.
- *Basalis nr singularis* Westwood 1833
- *Psilus punctaticeps* Keiffer
- *Psilus* sp.

- *Trichopria* sp.

PLATYGASTERIDAE

- *Platygasteridae* sp.

SPEHECIDAE

- *Trypoxylon* sp.

FORMICIDAE

- *Camponotus aethiops* Latreille 1798
- *Camponotus lateralis* Olivier 1792
- *Camponotus pilicornis* Roger 1859
- *Crematogaster scutellaris* Olivier 1791
- *Formica rufibarbis* Fabricius 1793
- *Lasius emarginatus* Olivier 1792
- *Lasius grandis* Forel 1909
- *Messor barbarus* Linnaeus 1767
- *Myrmica sabuleti* Meinert 1861
- *Myrmica specioides* Bondroit 1918
- *Pheidole pallidula* Nylander 1849
- *Tapinoma ambiguum* Emery 1925
- *Tetramorium semilaeve* André 1883

ORDEN SIPHONAPTERA

PULICIDAE

- *Steponia tripectinata tripectinata* Tiraboschi 1902
- *Nosopsyllus fasciatus* Bosc d'Antic 1800

ORDEN LEPIDOPTERA

NOCTUIDAE

- *Agrostis segetum* Denis & Schiffermüller 1775

ORDEN PARASITIFORMES

ASCIDAE

- *Arctoseius* sp.

LAELAPIDAE

- *Haemogamasus* sp.

PARASITIDAE

- *Parasitus* sp.

UROPODIDAE

- *Uroseius* sp.

IXODIDAE

- *Ixodidae* sp.

ORDEN ACARIFORMES

TROMBIDIIDAE

- *Trombidiidae* sp.

ORDEN PSEUDOSCORPIONIDA

CHERNETIDAE

- *Pselaphochernes lacertus* L.Koch 1873
- *Lamprochernes nodosus* Schrank 1803

D.4. Resultados Otoño 97 (22/9/97- 22/10/97)

D.4.1. Duración de los estados de descomposición

La duración de cada estado puede verse en la Tabla 2. El estado más largo corresponde al de descomposición avanzada en el C2 (21 días). En esta primera prueba el comportamiento de todos los cerdos durante los dos primeros estadios de descomposición ha sido el mismo para cada ambiente, pero al alcanzar la descomposición activa el C2 se ha consumido más rápido que el resto; los otros cerdos se han equiparado encontrándose una diferencia máxima de 4 días en la velocidad de consumo en el C1 con respecto a los C3 y C4.

D.4.2. Sucesión de artrópodos

Para cada cerdo y dentro del proceso temporal de descomposición se detalla la relación por días de los artrópodos adultos (A) identificados en esta estación. En esta relación se incluyen las larvas del orden Coleoptera (L), que se han podido identificar y se excluyen las de los dípteros, que se estudian independientemente.

Se han identificado en los cerdos expuestos al sol, 46 taxones en el C1 y 32 en el C2; en los situados en sombra, 48 taxones en el C3 y 39 en el C4 (Tabla 3).

La zona de sombra es más rica en diversidad de especies que la de sol, pero ninguna de esas nuevas especies puede considerarse parte principal del proceso de descomposición. En la zona de sombra (en el C3) se colectaron excepcionalmente dos especies de coleópteros necrófagos de la familia Silphidae ausentes en los ejemplares expuestos al sol, *N. litoralis* y *S. tristis*.

Por familias, Staphylinidae es la que más diversidad de especies presenta (10) en ambos ambientes, seguida de Histeridae con 3 especies, pero en este caso sólo en los cerdos expuestos al sol. Ambas familias son predatoras de las larvas de los dípteros.

D.4.3. Estudio de las larvas de dípteros necrófagos

D.4.3.1. MUESTREO REALIZADO

En esta prueba se han capturado 2.699 larvas para los estudios de medición, identificación y montaje a las que hay que añadir las 415 larvas y 202 pupas puestas en cría controlada; en total se han utilizado 3.316 ejemplares. Fueron colectadas larvas desde el día 2º hasta el día 24º de la prueba (Tabla 4).

D.4.3.2. ESTUDIO DE MEDICIÓN

De las 2.699 larvas medidas, 2.642 corresponden a *Lucilia sericata* y *Chrysomya albiceps*, las dos especies mayoritarias y 57 pertenecen a otros dípteros diversos. No se han registrado las larvas LIII que tenían tamaños muy reducidos (menores de 5 mm) por considerarse inviables.

D.4.3.3. IDENTIFICACIÓN Y MONTAJE

La tabla 5 resume el número de larvas identificadas (2.642) en cada ambiente, según su estado de desarrollo (LI, LII y LIII) y pertenencia al género *Lucilia* o a la especie *C. albiceps*.

Tabla 2. Duración de cada estado de descomposición para cada cerdo (C1 a C4) en otoño. D = Día de la prueba.

	Fresco	Hinchado	Descomp. Activa	Descomp. Avanzada
C1	D0-1	D2-5	D6-15	D16-30
C2	D0-1	D2-5	D6-8	D9-30
C3	D0-2	D3-8	D9-19	D20-30
C4	D0-2	D3-8	D9-17	D18-30

La identificación de larvas de *C. albiceps* no presenta ningún problema ya que sus procesos carnales la hacen inconfundible en cualquiera de sus estadios. De las restantes especies presentes, se han montado 947 larvas (Tabla 6). Varias de ellas han resultado pertenecer a especies diferentes de las citadas en la tabla 5: 17 larvas LIII de *Calliphora vicina*, 36 larvas LIII de *Hydrotaea* sp., y cuatro larvas LIII del género *Sarcophaga* sp.

D.4.3.4. ESTUDIO DEL PROCESO DE CRÍA CONTROLADA
Como apoyo y complemento de las identificaciones de larvas se estableció un procedimiento de cría controlada mediante el enterramiento de larvas LIII y pupas en recipientes con tierra. Un resumen de las cantidades de ejemplares que se han puesto en cría, de los éxitos obtenidos y de las identificaciones posteriores figura en la Tabla 7. En total se enterraron 415 larvas y 202 pupas, 617 ejemplares, de los que emergieron 364 dípteros.

Entre los ejemplares de cría se presentó parasitismo en larvas del género *Lucilia* procedentes de los cerdos 3 y 4, surgiendo siete himenópteros del género *Alysia* sp.

D.4.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en los cerdos expuestos al sol

D.4.4.1. ESTADO FRESCO

En ambos lechones este periodo ha durado 24 horas, desde su sacrificio hasta que comenzó a ser visible la hinchazón abdominal. En esta fase no se percibe olor procedente de los cadáveres. A los pocos segundos de su exposición aparecen los primeros dípteros adultos atraídos por la sangre emanada de las dos heridas realizadas (la del sacrificio en el cráneo y la del corte en el cuello). Se trata de califóridos (*L. sericata*), seguidos de múscidos (*Musca domestica*).

En estas 24 primeras horas *L. sericata* realiza las primeras puestas de huevos en la piel, zona perivulvar, oreja, fosas nasales, boca, herida del cuello y ojo, en C1. Y en la oreja, boca y herida, en el C2.

D.4.4.2. ESTADO HINCHADO

Este periodo dura desde el 2º día hasta el 5º en ambos cerdos. Acaba en el momento en que los artrópodos presentes en el cadáver (adultos y larvas) se abren paso hasta las cavidades torácica y abdominal, saliendo al medio exterior el gas causante de la hinchazón. Es un estado que en el caso de exposición al sol dura poco tiempo. Desde el punto de vista térmico se conjugan una

Tabla 3. Estados de descomposición y relación de taxones identificados para cada cerdo expuesto en la prueba de otoño.
A: Adulto. **L:** Larva. En ambos casos si no se señalan los días que se han capturado, expresa que estuvo presente durante todos los días que duró el estado de descomposición. **D:** Día/s de la prueba en que fue colectado.

CERDO 1. SOL**Fresco D 0 – 1 (22 - 23/09/97)**

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D1

Hinchado D 2 – 5 (24 - 27/09/97)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D4
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A

● COLEÓPTEROS

Stap.	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D4
Hist.	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D4
	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D4
	<i>Margarinotus (P.) brunneus</i>	A, D4

Descomposición activa D 6 – 15 (28/09 - 7/10/97)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Fannia</i> sp.	A, D10
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D10, D12, D15
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D10
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D13
Piop.	<i>Piophilina casei</i>	A, D6-7
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D9

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (1)	A
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D6, D8, D10, D12-15
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D8-15
Hist.	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D10, D12, D14
	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D10, D12, D14
	<i>Margarinotus (P.) brunneus</i>	A, D10, D12, D14
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D6, D10
	Larvas	L, D12
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D6, D8, D10, D12, D14-15
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D8, D10, D13
Chol.	Larvas	L, D10, D12

● HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D8-9, D12-13, D15
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D9

● ÁCAROS

Trom.	<i>Trombididae</i> sp.	A, D8, D10
-------	------------------------	------------

Descomposición avanzada D 16 – 30 (8– 22/10/97)

● DÍPTEROS

Anth.	<i>Delia platura</i>	A, D24
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D16, D22, D24, D28, D30
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Lucilia caesar</i>	A, D25
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D28, D30
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D16, D17, D21, D28, D30
Piop.	<i>Piophilina casei</i>	A, D16-24
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D18
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D22
Scat.	<i>Scatopse nonata</i>	A, D23

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (1)	A, D16-29
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D16-24
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A
Hist.	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D16-22
	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D16-22
	<i>Margarinotus (P.) brunneus</i>	A, D16-22

Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D16-22
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D16-29
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D21
	Larvas	L, D20-30
Cara.	<i>Princidium bipunctatum</i>	A, D16
	● HIMENÓPTEROS	
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D17, D19
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D16-17, D20-28
	<i>Spalangia cameroni</i>	A, D25
Diap.	<i>Aneurhynchus</i> sp.	A, D25
Form.	<i>Camponotus pilicornis</i>	A, D26, D28-30
	<i>Camponotus aethiops</i>	A, D26, D28-30
	● ÁCAROS	
Meso.	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D17, D26-27
	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D17, D26-27
	<i>Uroseitus</i> sp.	A, D17, D26-27
Trom.	<i>Trombididae</i> sp.	A, D18-30
	● PSEUDOSCORPIONES	
Cher.	<i>Pselaphochernes lacertus</i>	A, D23

CERDO 2. SOL**Fresco D 0 – 1 (22 - 23/09/97)**

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D1

● HIMENÓPTEROS

Form.	<i>Camponotus pilicornis</i>	A
	<i>Camponotus aethiops</i>	A

Hinchado D 2 – 5 (24 - 27/09/97)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D2

● COLEÓPTEROS

Stap.	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D4
Hist.	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D4
	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D4
	<i>Margarinotus (P.) brunneus</i>	A, D4
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D4
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D4

● HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D5
-------	-------------------	-------

Descomposición activa D 6 – 8 (28- 30/09/97)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (1)	A, D8
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D7-8
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A
	<i>Necrobia ruficollis</i>	A, D8
Hist.	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D6, D8
	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D6, D8
	<i>Margarinotus (P.) brunneus</i>	A, D6, D8
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D8
	● HIMENÓPTEROS	
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D6-7
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D7

Descomposición avanzada D 9 – 30 (31/09 – 22/10/97)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Hydrotaea aenescens</i>	A, D10
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D10, D14, D16
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D11-18
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D12-18
Sarc.	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D16, D17

Tabla 3 (continuación)

Piop. <i>Piophilha casei</i>	A, D9-10	Descomposición avanzada D 20 – 30 (12– 22/10/97)	
● COLEÓPTEROS		● DÍPTEROS	
Stap. Lista (1)	A, D9-24	Musc. <i>Musca domestica</i>	A, D20-28
Cler. <i>Necrobia rufipes</i>	A, D24-25	Call. <i>Lucilia sericata</i>	A, D20-21, D24-25
Silp. <i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D14	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D20, D24-28, D30
Niti. <i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D18	<i>Calliphora vicina</i>	A, D24-25, D29
Derm. <i>Dermestes frischii</i>	A, D10-13	Sarc. <i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D21-22
Cara. <i>Trechus quadristriatus</i>	A, D21	Piop. <i>Piophilha casei</i>	A, D27-28
● HIMENÓPTEROS		Spha. <i>Telomerina flavipes</i>	A, D23, D27, D29
Brac. <i>Alysia</i> sp.	A, D17, D19	Carn. <i>Meoneura</i> sp.	A, D27, 29
Pter. <i>Nasonia vitripennis</i>	A, D9 -10	Scat. <i>Scatopse nonata</i>	A, D23, D26, D28, D30
Form. <i>Camponotus pilicornis</i>	A, D15, D18, D25, D28-30	Scatg. <i>Scathophaga stercoraria</i>	A, D21, D24
<i>Camponotus aethiops</i>	A, D15, D18, D25, D28-30	● COLEÓPTEROS	
● ÁCAROS		Stap. Lista (1)	A, D20, D22-D25, D27-29
Trom. <i>Trombidiidae</i> sp.	A, D18-29	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D20-22
CERDO 3. SOMBRA		Cler. <i>Necrobia rufipes</i>	A, D20-30
Fresco D 0 –2 (22 – 24/09/97)		Silp. <i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D29
● DÍPTEROS		Niti. <i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D20-21, D24, D29
Musc. <i>Musca domestica</i>	A	Chol. <i>Catops fuscus</i>	A, D25, D29
Call. <i>Lucilia sericata</i>	A	<i>Catops coracinus</i>	A, D25, D29
<i>Calliphora vicina</i>	A	Cara. <i>Princidium bipunctatum</i>	A, D23, D25, D27, 30
Sarc. <i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D0, D2	Anth. <i>Formicomus pedestris</i>	A, D23
● COLEÓPTEROS		Myce. <i>Mycetophagidae</i> sp.	A, D24-25
Silp. <i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D1	● HIMENÓPTEROS	
Hinchado D 3 – 8 (25 – 30/09/97)		Brac. <i>Alysia</i> sp.	A, D24
● DÍPTEROS		<i>Aphaereta</i> sp.1	A, D29
Musc. <i>Musca domestica</i>	A	<i>Aspilota</i> sp.1	A, D29
<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D4, D7-8	Pter. <i>Nasonia vitripennis</i>	A, D21-22, D24-30
Call. <i>Lucilia sericata</i>	A	Form. <i>Camponotus lateralis</i>	A, D27
<i>Chrysomya albiceps</i>	A	<i>Myrmica sabuleti</i>	A, D27
<i>Calliphora vicina</i>	A, D3-6	● ÁCAROS	
Piop. <i>Piophilha casei</i>	A, D6	Trom. <i>Trombidiidae</i> sp.	A, D20, D23, D25, D29
● COLEÓPTEROS		Meso. <i>Arctoseius</i> sp.	A, D28
Stap. Lista (1)	A, D5-8	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D28
<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D6-8	<i>Uroseitus</i> sp.	A, D28
Silp. <i>Silpha tristis</i>	A, D3-4	CERDO 4. SOMBRA	
<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D5-6	Fresco D 0 –2 (22 – 24/09/97)	
Cara. <i>Trechus quadristriatus</i>	A, D4	● DÍPTEROS	
● HIMENÓPTEROS		Musc. <i>Musca domestica</i>	A
Brac. <i>Alysia</i> sp.	A, D8	Call. <i>Lucilia sericata</i>	A
Pter. <i>Nasonia vitripennis</i>	A, D8	<i>Calliphora vicina</i>	A, D0-1
● ÁCAROS		Sarc. <i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D0-1
Trom. <i>Trombidiidae</i> sp.	A, D4-7	● COLEÓPTEROS	
Descomposición activa D 9 – 19 (1/10 – 11/10/97)		Silp. <i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D2
● DÍPTEROS		● HIMENÓPTEROS	
Musc. <i>Musca domestica</i>	A	Form. <i>Camponotus lateralis</i>	A, D2
<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D10, D12, D14, D17	<i>Myrmica sabuleti</i>	A, D2
<i>Muscina stabulans</i>	A, D10	Hinchado D 3 – 8 (25 – 30/09/97)	
Call. <i>Lucilia sericata</i>	A	● DÍPTEROS	
<i>Chrysomya albiceps</i>	A	Musc. <i>Musca domestica</i>	A
Sarc. <i>Sarcophaga</i> sp.	A, D18-19	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D4
Piop. <i>Piophilha casei</i>	A, D13, D18	Call. <i>Lucilia sericata</i>	A
● COLEÓPTEROS		<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Stap. Lista (1)	A, D10, D12-14, D17-18	<i>Calliphora vicina</i>	A, D3, D5
<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D9-14, D16-19	Sarc. <i>Sarcophaga</i> sp.	A, D4
Cler. <i>Necrobia rufipes</i>	A, D9, D11, D13-18	● COLEÓPTEROS	
Hist. <i>Saprinus subnitescens</i>	A, D17, D19	Stap. Lista (1)	A, D6-D8
Silp. <i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D9, D13-14	Silp. <i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D5-8
<i>Silpha tristis</i>	A, D14	● ÁCAROS	
<i>Necrodes littoralis</i>	A, D14	Trom. <i>Trombidiidae</i> sp.	A, D7
Larvas	L, D10	Descomposición activa D 9 – 17 (1/10 – 9/10/97)	
Niti. <i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D9, D12, D18-19	● DÍPTEROS	
Myce. <i>Mycetophagidae</i> sp.	A, D18	Musc. <i>Musca domestica</i>	A
● HIMENÓPTEROS		<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D10, D12, D14
Brac. <i>Alysia</i> sp.	A, D9-10, D12-16	Call. <i>Lucilia sericata</i>	A
Pter. <i>Nasonia vitripennis</i>	A, D10, D16-18	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Ich. <i>Cryptinae</i> sp.3	A, D17	Sarc. <i>Sarcophaga</i> sp.	A, D16-17
Beth. <i>Bethylidae</i> sp.	A, D18	Piop. <i>Piophilha casei</i>	A, D10, D13, D15
● ÁCAROS		Fann. <i>Fannia</i> sp.	A, D9-10
Trom. <i>Trombidiidae</i> sp.	A, D11-12, D14-18		

Tabla 5. Número de larvas identificadas de cada estadio larvario en la prueba de otoño según ambientes.

	L I	L II	L III	Totales
	Género <i>Lucilia</i>		<i>L. sericata</i>	
SOL	205	142	58	405
SOMBRA	228	368	277	873
Total	433	510	335	1278
<i>Chrysomya albiceps</i>				
SOL	9	199	410	618
SOMBRA	9	192	545	746
Total	18	391	955	1365
Total			2642	

Tabla 6. Número de larvas de cada estadio larvario montadas en la prueba de otoño.

	Número de Larvas		
	L I	L II	L III
Cerdo 1	59	65	69
Cerdo 2	67	46	41
Cerdo 3	56	111	88
Cerdo 4	74	119	152
Total	256	341	350
Total			947

Tabla 7. Resultados de cría controlada. Otoño 97

Nº total Larvas (415) + Pupas (202) enterradas = 617
Nº total de dípteros aparecidos = 364
Porcentaje de éxito de emergencias = 58,99 %
Especies identificadas:
<i>Chrysomya albiceps</i> = 294 (80,76 %)
<i>Lucilia sericata</i> = 50 (13,73 %)
<i>Calliphora vicina</i> = 19 (5,21 %)
<i>Hydrotaea ignava</i> = 1 (0,17 %)

disminución de la temperatura interna con unas altas temperaturas ambientales, así como lluvia presente durante el tercer día, lo que favorece las fermentaciones de tipo anaerobio de los gérmenes digestivos productores de gas. En esta fase los restos comienzan a desprender olor.

En ambos cerdos se producen nuevas puestas de huevos por parte de los dípteros Calliphoridae en los mismos sitios que el estado anterior y en un lugar nuevo, el ano. En esta época eclosiona la puesta y es favorecida por unas condiciones ambientales adecuadas a su desarrollo, encontrándose las primeras larvas LI del género *Lucilia* en ojo, boca, herida y ano al segundo día. Las primeras larvas LII del género *Lucilia* en ojo, boca, herida y en ano en el C1 el tercer día y en C2 en la boca, el segundo. Las primeras larvas en LIII de *L. sericata* en ojo, boca y herida aparecen el tercer día y en ano el día 4º de la prueba (Tabla 8).

Es destacable que en el C2 el 5º día fue el último en el que se encontraron larvas LIII de la especie *L. sericata*.

Tabla 8. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio del género *Lucilia*, por partes anatómicas de los cerdos 1 y 2 (C1 y C2).

D: Día de presencia.

	Ojo	Boca	Herida cuello	Ano
C1	Primera LI	D2	D2	D3
	Primera LII	D3	D3	D3
	Primera LIII	D3	D3	D4
	Última LI	D4	D5	D3
	Última LII	D4	D4	D3
	Última LIII	D4	D4	D4
C2	Primera LI	D2	D2	D2
	Primera LII	D3	D2	D3
	Primera LIII	D4	D4	D3
	Última LI	D4	D4	D5
	Última LII	D4	D4	D5
	Última LIII	D4	D4	D5

Tabla 9. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Lucilia* sp. en C1 y C2.

	Día	Tamaño máximo	Situación
C1	Primera LI	2	Boca
	Primera LII	3	Boca
	Primera LIII	4	Herida cuello
	Última LI	11	Ano
	Última LII	12	Ano
	Última LIII	12	Ano
C2	Primera LI	2	Boca
	Primera LII	2	Boca
	Primera LIII	4	Herida cuello
	Última LI	5	Ano
	Última LII	5	Herida cuello
	Última LIII	5	Ano

En ambos cerdos las primeras larvas LIII de la especie *L. sericata*, con un tamaño suficiente para completar su desarrollo, se encontraron el día 4º en la herida del cuello (Tabla 9) y el tamaño máximo encontrado fue de 12 mm.

En competencia por el alimento con las especies anteriores se encuentran las primeras larvas LI de *Chrysomya albiceps* en el ojo y ano el día 3º, las primeras larvas LII en ojo, boca, herida y ano el día 3º y las primeras larvas LIII en la boca y herida del día 4º (Tabla 10).

Los tamaños máximos obtenidos en las mediciones de esta especie se presentan en la tabla 11.

En el C1 las primeras larvas LIII de la especie *C. albiceps* se encontraron el día 4º en la herida con un tamaño máximo de 10,5 mm. El mismo día se recogieron en C1 y C2, para su cría controlada, las primeras larvas LIII de las que emergieron dípteros de las especies *L. sericata* y *C. albiceps*. Y en el C2 el día 5º, en la herida, y con un tamaño máximo de 14,5 mm, se midieron larvas LIII.

Se encuentran larvas LIII del género *Sarcophaga* en la boca del C1 el día 4° y en el ano del C2, el día 5°, habiendo pasado desapercibidos estadios anteriores. No se han encontrado más larvas en muestreos posteriores.

En este estado, se constata el incremento de la temperatura interna tomada en los cerdos dentro de la masa de larvas. El consumo del recurso alimenticio hace que las larvas se concentren en la parte más accesible y con más superficie física disponible, que en este caso comienza siempre en la zona del cuello donde se hizo la herida y acaba en la cavidad abdominal.

D.4.4.3. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

Esta fase dura en el caso del C1 desde el día 6° hasta el día 15° y en el C2 desde el día 6° hasta el día 8°. En este estado de descomposición predominan las larvas en estadios larvarios de LIII, con dominio de larvas de la especie *C. albiceps*.

En el C1 se encuentran las últimas larvas LI del género *Lucilia* en el ano el día 11° y también en el ano, las últimas larvas LII y LIII, el día 12° (Tabla 8).

En esta fase se registran los incrementos más importantes de temperatura en el interior de la masa de larvas. En la tabla 12 se comparan la temperatura máxima de la masa de larvas, con las temperatura actual del medio y la temperatura media de la Estación Meteorológica de Monte Julia (EMMJ). Si comparamos la temperatura máxima de la masa de larvas con la temperatura ambiente *in situ*, se llega a la máxima diferencia de 7,7 °C el día 5°, en la boca del C1. Y de 17,2° C el día 7° en la masa de larvas abdominal del C2. Y si la comparamos con la temperatura media de la EMMJ las diferencias se elevan hasta 17° C en el C1, en el día 5°, en la boca y hasta 24,9° C en C2, en el día 7° en la masa de larvas.

La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 38,8 °C el día 10° en el C1 y de 46,2 °C, el día 7° en el C2 (Tabla 13).

Durante todo el estado de descomposición activa la temperatura de la masa de larvas fue superior a la del medio en el momento de la toma de muestras.

D.4.4.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Hemos fijado de modo arbitrario la duración de este estado, para esta estación, desde el final de la previa al día 30°, incluido.

Esta fase se caracteriza por que ya no se detecta la presencia de larvas de dípteros. Sin embargo, ocasionalmente otras especies de dípteros pueden aprovechar pequeños restos orgánicos para hacer sus puestas. Confirmando esta posibilidad, se han encontrado los días 12°, 14° en el C2 y 20°, 22° en el C1 enterradas bajo los restos de lechones larvas LIII del género *Hydrotaea*. Su presencia demuestra que hubo una puesta y desarrollo larvario pero que ha pasado desapercibido en los muestreos.

Los restos de los lechones se van secando y son coleópteros y sus larvas los principales consumidores de los mismos. Comienza a notarse el olor a rancio que desprenden los lechones.

Tabla 10. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio de la especie *Chrysomya albiceps*, por partes anatómicas de los cerdos 1 y 2 (C1 y C2). D: Día de presencia. (-): No presente. ML: Masa larvas general

	Ojo	Boca	Herida cuello	Ano	ML
C1	Primera LI	-	D4	-	D3
	Primera LII	D3	D3	D3	D3
	Primera LIII	D5	D4	D4	D5
	Última LI	-	D4	-	D5
	Última LII	D4	D5	D14	D14
	Última LIII	D5	D5	D15	D15
C2	Primera LI	D3	-	-	-
	Primera LII	D3	D3	D3	D4
	Primera LIII	D5	D5	D5	-
	Última LI	D4	-	-	-
	Última LII	D5	D5	D7	D5
	Última LIII	D5	D6	D8	-

Tabla 11. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Chrysomya albiceps* en C1 y C2.

	Día	Tamaño máximo	Situación
C1	Primera LI	3	2,83
	Primera LII	3	5,41
	Primera LIII	4	10,5
	Última LI	6	1,66
	Última LII	16	5,5
	Última LIII	20	10
C2	Primera LI	3	1,75
	Primera LII	3	3,83
	Primera LIII	5	14,5
	Última LI	4	1,66
	Última LII	7	5,5
	Última LIII	12	10

Tabla 12. Cuadro comparativo de temperaturas. C1: Cerdo 1. C2: Cerdo 2. D: Día de la prueba. A: Ano. B: Boca. H: Herida. Ma: Masa abdominal. Temp Ma: Temperatura máxima de la masa de larvas. Temp. med. EMMJ = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C1	Temp Ma C2	Temp med. EMMJ
D2	30,5	33,7 H	31,6 H	20,8
D3	25	30,1 H	30 H	19,2
D4	29	33,8 B	41,3 B	19,7
D5	29	36,7 B	37,3 B	19,2
D6	24	26,4 Ma	41,3 Ma	19,4
D7	29	32,3 B	46,2 Ma	21,3
D8	29	30,6 Ma	32,5 Ma	21,3
D9	31,5	35,3 Ma	29,3 Ma	22,4
D10	33	38,8 Ma	-	22,2
D11	31,5	37,5 Ma	-	20,3
D12	32	34,8 Ma	-	20,7
D13	27	35,2 Ma	-	19,6
D14	28,5	31,4 Ma	-	18,8
D15	29	36,8 Ma	-	20,9
D16	30	33,7 Ma	-	21,6
D17	31	31,2 Ma	-	21,8

Tabla 13. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días • :** Días con temperaturas de la ML por encima de la ambiente según la estación local.

	CERDO 1				CERDO 2			
	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO
1ª Día toma de Temp.	4	1	6	2	4	1	6	2
Último día toma Temp.	7	5	17	13	5	5	9	6
Temp Máxima	36,7	34	38,8	37,5	41,3	39,4	46,2	34,3
Día Temp. Máxima	5	5	10	11	4	5	7	6
Temp • °C	7,7	5	5,8	6	12,3	10,4	17,2	10,3
Días •	4	5	12	5	2	5	4	1
	D4-7	D1-5	D6-17	D3, D8, D11-13	D4-5	D1-5	D6-8	D6

D.4.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en los cerdos expuestos a la sombra

D.4.5.1. ESTADO FRESCO

El periodo de duración en ambos casos es de 48 h. Igual que en los expuestos al sol, se observó que realizado el sacrificio de los mismos, con la salida de sangre al exterior, existe una rápida llegada de dípteros atraídos por el olor. En primer lugar llegaron los de la especie *L. sericata* y a continuación, *Calliphora vicina* y *Sarcophaga* sp. También está presente la sinantrópica *Musca domestica*.

Se localizan las primeras puestas de huevos por parte de hembras de la especie *L. sericata* con preferencia en la boca, en ambos cerdos, en el primer día, ampliándose al ojo y herida en el caso del C4. El 2º día se encuentran las primeras larvas LI del género *Lucilia* en la boca de los dos cerdos (Tabla 14).

D.4.5.2. ESTADO HINCHADO

Duración en ambos casos: desde el día 3º hasta el 8º día. La lluvia del tercer día hace que aumente la humedad ambiental, lo que unido a las altas temperaturas favorece la actividad de la fauna entomológica. Desde el 3º día se incorpora la especie *Chrysomya albiceps*, que al igual que en los cerdos expuestos al sol, compartirá el dominio del sustrato alimenticio con *L. sericata* durante este estado.

Se detecta un nuevo díptero de la familia Muscidae durante toda esta fase: *Hydrotaea ignava*. Además debió de realizar sus puestas de huevos, ya que el día 8º en la recogida de larvas LIII para cría controlada, debajo del C4, se recogió una larva de la que emergió un ejemplar de la especie. Este desarrollo larvario se puede considerar accidental ya que en todos los muestreos que se hicieron posteriormente, no hubo ninguna nueva aparición de esa especie.

Continúan las puestas de huevos en la piel y sitios ya citados por los dípteros presentes en la fase anterior y en cuanto a los estadios larvarios, se encuentran las primeras larvas LII del género *Lucilia*, el día 3º en el ojo, boca y herida del C4 y en la boca del C3. También las primeras larvas LIII de *L. sericata*, el día 4º, en la boca del C3 y en la boca y ojo del C4 (Tabla 14).

Tabla 14. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio del género *Lucilia*, por partes anatómicas de los cerdos 3 y 4 (C3 y C4). D: Día de presencia.

	Ojo	Boca	Herida cuello	Ano
C3	Primera LI	D5	D2	D4
	Primera LII	D4	D3	D4
	Primera LIII	D6	D4	D5
	Última LI	D7	D8	D9
	Última LII	D7	D8	D9
	Última LIII	D7	D8	D9
C4	Primera LI	D3	D2	D3
	Primera LII	D3	D3	D3
	Primera LIII	D4	D4	D5
	Última LI	D3	D7	D8
	Última LII	D4	D7	D9
	Última LIII	D4	D7	D16

Tabla 15. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Lucilia* sp. en C3 y C4.

	Día	Tamaño máximo	Situación
C3	Primera LI	2	1,16
	Primera LII	3	5,83
	Primera LIII	5	12
	Última LI	12	2,5
	Última LII	14	5
	Última LIII	14	10
C4	Primera LI	2	1,16
	Primera LII	3	4,58
	Primera LIII	5	11
	Última LI	14	2
	Última LII	10	7
	Última LIII	16	9,5

En la recogida de larvas LIII para cría controlada el día 8º fue el primero del que emergieron dípteros de la especie *L. sericata*. Para esta especie los resultados de la tabla 15 hacen referencia a los tamaños máximos por días y situaciones de los diferentes estadios larvarios para cada cerdo. Es destacable que las primeras larvas LIII de la especie *L. sericata* con tamaño acorde a su estado larvario, se encontraron el día 5º en los dos cerdos, en la herida del cuello, con un tamaño máximo de 12 mm en C3 y 11 mm en C4.

Los dípteros adultos de la especie *C. albiceps* se retrasaron en llegar hasta los cerdos; los estados larvarios se localizaron en las siguientes fechas y lugares: Las primeras larvas LII en el ojo y boca del C3, en el día 7°; las primeras larvas LI, en la herida del C4, en el día 7° y en el C3, el día 8°; y se encuentra la última larva LI en herida el día 8 en el C3 (Tabla 16).

Los resultados de la siguiente tabla 17 hacen referencia a los tamaños máximos por días y situaciones de los diferentes estadios larvarios para cada cerdo de esta especie. Las primeras larvas LIII de *C. albiceps* se encontraron el día 9° en la herida de los dos cerdos y el tamaño máximo encontrado fue de 12 y 10 mm.

En el caso de *C. vicina* su presencia en estado larvario se ha limitado a los cerdos expuestos a la sombra. Se han capturado para su medida y montaje 14 ejemplares de LIII en los lugares que a continuación se citan. En el C3 se han capturado en la herida, el día 5°, en la boca, el día 6° y en el ano y debajo, el día 7°. Y en el C4, en boca el día 5°, boca y herida el 6°, boca y debajo del lechón el día 7°. Su presencia larvaria es posible ya que como adulto está presente en todas las etapas de descomposición. Así el día 5° ya encontramos larvas LIII (un día después que las del género *Lucilia*) y el día 8° en el C3 esas larvas LIII pueden pupar y transformarse en moscas adultas, como ha sido constatado en la cría controlada. En condiciones de laboratorio emergen adultos de *C. albiceps* a partir de larvas LIII del día 10° y de *L. sericata* del 8°.

De una larva LIII de califórido, recogida el día 8° (en C4) emergió el braconido *Alysia* sp.

D.4.5.3. DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

En el C3 se desarrolla entre los días 9° y 19°. Y en el C4, entre los días 9° y 17°. Las larvas de dípteros encontradas en fechas posteriores estaban migrando, enterrándose o ya enterradas debajo de los lechones.

Las dos especies dominantes en su estadio larvario comparten el sustrato hasta el día 15°. A partir de ese día la especie *C. albiceps* es la única que se localiza.

Se encuentran las últimas larvas LI del género *Lucilia* en el ano el día 12° y el día 13° en el C4. En el C3, el día 14° en el ano, es el último día que se localizan larvas en LII y en el C4, es el 10° día. Y de larvas en LIII, los días 11° en C3, también en el ano y el día 16° en C4, en la herida, son los últimos en que se localizan (Tabla 14).

Las larvas de *C. albiceps*, en su estado LIII, se localizan por primera vez en la herida y ano del día 9° en ambos cerdos y va aumentando su presencia hasta el final de esta fase (Tabla 16).

En la recogida, se vuelven a encontrar en C4 los días 11° en el ano y enterradas el día 12°, larvas LIII de *C. vicina*. Y el día 12° se puso una larva en cría de la que emergió una mosca de esta especie.

En larvas III de la familia Calliphoridae recogidas para su cría controlada, los días 10° y 12° en el C3 se ha producido la aparición de himenópteros de la familia Braconidae, *Alysia* sp. En total emergieron cuatro y dos ejemplares respectivamente.

Tabla 16. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio de la especie *Chrysomya albiceps*, por partes anatómicas de los cerdos 3 y 4 (C3 y C4). D: Día de presencia. (-): No presente. ML: Masa larvas general

	Ojo	Boca	Herida cuello	Ano	ML	
C3	Primera LI	-	-	D8	D12	-
	Primera LII	D7	D7	D8	D8	-
	Primera LIII	-	-	D9	D9	D20
	Última LI	-	-	D8	D13	-
	Última LII	D7	D8	D18	D15	-
	Última LIII	-	-	D19	D15	D24
C4	Primera LI		D7	D13	-	
	Primera LII		D7	D9	-	
	Primera LIII		D9	D10	D18	
	Última LI		D12	D14	-	
	Última LII		D17	D15	-	
	Última LIII		D17	D15	D24	

Tabla 17. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Chrysomya albiceps* en C3 y C4.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C3	Primera LI	8	3,75	Herida
	Primera LII	7	3,66	Ojo
	Primera LIII	9	12	Herida cuello
	Última LI	13	2	Ano
	Última LII	18	6,5	Herida cuello
	Última LIII	24	11,5	Enterrada
C4	Primera LI	7	3,8	Herida cuello
	Primera LII	7	6	Herida cuello
	Primera LIII	9	10	Herida cuello
	Última LI	14	2	Ano
	Última LII	17	4,5	Herida cuello
	Última LIII	24	11	Enterrada

Tabla 18. Cuadro comparativo de temperaturas.

C1: Cerdo 1. **C2:** Cerdo 2. **D:** Día de la prueba. **A:** Ano. **B:** Boca. **H:** Herida. **Ma:** Masa abdominal. **Temp Ma:** Temperatura máxima de la masa de larvas. **Temp. med. EMMJ:** Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C3	Temp Ma C4	Temp med. EMMJ
D2	30	21,8 H	21,6 H	20,8
D3	24	21,5 H	20,2 H	19,2
D4	29	21,9 B	20,9 B	19,7
D5	27	22 B	22,6 B	19,2
D6	24	23,5 B	24,5 B	19,4
D7	28	33,6 B	30,7 B	21,3
D8	29	29,7 H	32,7 H	21,3
D9	31,5	32 Ma	28,8 Ma	22,4
D10	33	34,8 Ma	30,4 Ma	22,2
D11	30	36,9 Ma	36 Ma	20,3
D12	29	35,8 Ma	32,4 Ma	20,7
D13	25	37,8 Ma	31,1 Ma	19,6
D14	23	28,8 Ma	30 Ma	18,8
D15	27	33,3 Ma	33,3 A	20,9
D16	28	32,1 Ma	33,3 Ma	21,6
D17	30	30,7 Ma	33 Ma	21,8
D18	30	30,2 Ma	38,1 Ma	22,4
D19	31	32,4 Ma	-	23,6

Como en los lechones expuestos al sol, en esta fase es cuando existe más actividad larvaria generadora de calor, alcanzando su máxima diferencia la temperatura de la masa de larvas en comparación con las temperaturas ambientales de referencia.

En la tabla 18, se comparan la temperatura máxima de la masa de larvas que se alimenta del cerdo, con las temperatura *in situ* del medio y la temperatura media de la Estación Meteorológica de Monte Julia (EMMJ). Comparando con la temperatura ambiente en el C3 la máxima diferencia se anota el día 13°, con 12,8 °C y en el C4, el día 11°, con 6 °C. Y si comparamos con la temperatura media de la EMMJ, se corresponden a los mismos días (en el C3 con 18,2 °C y en el C4 con 15,7 °C tomadas en la masa de larvas general).

La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 37,8 °C el día 13° en el C3 y de 33,3 °C, el día 15° en el C4 (Tabla 19).

D.4.5.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Comprende desde el final de la descomposición activa hasta el día 30° en esta estación. En C3 desde el día 20° y en el C4 desde el 18°.

En esta fase ya sólo se encuentra larvas de *C. albiceps* enterradas o migrando. Enterradas bajo ambos cerdos están presentes (día 20°) larvas LIII de *Hydrotaea* sp. Y ese mismo día, en ambos cerdos también, en el mismo lugar, se recogieron para cría controlada dos larvas LIII de la familia Calliphoridae de las que emergieron dos imagos de la especie *C. vicina*.

Tabla 19. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días • :** Días con temperaturas de la ML por encima de la ambiente según la estación local.

	CERDO 3			CERDO 4			
	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO
1ª Día toma de Temp.	4	2	9	4	2	9	4
Último día toma Temp.	7	8	19	7	8	17	15
Temp Máxima	33,6	29,7	37,8	30,7	32,7	36	33,3
Día Temp. Máxima	7	8	13	7	8	11	15
Temp • °C	5,6	0,7	12,8	2,7	3,7	6	6,3
Días •	1	1	11	2	2	8	2
	D7	D8	D9-19	D6-7	D7-8	D11-14, D16-17	D14-15

D.5. Resultados verano 98. (3/08/97- 2/09/98)

D.5.1. Duración de los estados de descomposición

La duración en cada caso puede verse en la tabla 20. El estado de descomposición más prolongado ha sido el de descomposición avanzada.

En la estación del verano es de destacar la rapidez con que se ha desarrollado el proceso de descomposición; a los siete días de exposición (en tres de los cuatro casos) la mayor parte de los tejidos blandos habían sido consumidos por las larvas de los dípteros, quedando solamente pequeños restos de tejidos, piel, cartílagos y huesos por consumir. Sólo en el C4 se alargó el proceso en la fase de descomposición activa. Debe destacarse que desde la prueba otoñal el C3 recibió más radiación solar que el C4, pues por motivos ajenos al experimento parte de la vegetación fue eliminada.

D.5.2. Sucesión de artrópodos

Se han encontrado diferencias significativas en la riqueza de taxones presentes en los dos ambientes. En C4 se identificaron 42 taxones, 38 en el C3 y en los cerdos expuestos al sol 25 en el C1 y 20 en el C2 (Tabla 21).

Entre los cerdos expuestos al sol la familia con mayor número de especies fue Staphylinidae con cinco; en los de sombra, Histeridae con 9. En ambos casos se trata de especies depredadoras sobre las larvas de los dípteros.

Es destacable la ausencia en la zona soleada de algunos coleópteros con biología necrófaga que sí aparecieron en el ambiente de sombra; se trata de miembros de las familias Silphidae y Cholevidae, así como de la especie *Creophilus maxillosus* (Staphylinidae).

En cuanto a los dípteros necrófagos, llama la atención la ausencia total de especies del género *Calliphora*. La familia Sarcophagidae solo se capturó (como adulto) en los primeros tres días de exposición, con apenas continuidad en ambientes de sombra y un solo caso en ambientes soleados.

Tabla 20. Duración de cada estado de descomposición para cada cerdo en verano. D = Día de la prueba.

	Fresco	Hinchado	Descomp. Activa	Descomp. Avanzada
C1	D0-1	D2-4	D5-7	D8-30
C2	D0-1	D2-3	D4-6	D7-30
C3	D0-1	D2-3	D4-6	D7-30
C4	D0-2	D3-6	D7-16	D17-30

Tabla 21. Estados de descomposición y relación de taxones identificados para cada cerdo en la prueba de verano.

A: Adulto. L: Larva. En ambos casos si no se señalan los días que se han capturado, expresa que estuvo presente durante todos los días que duró el estado de descomposición. D: Día/s de la prueba en que fue colectado.

CERDO 1. SOL

Fresco D 0 – 1 (3 -4/08/99)

• DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A

• HIMENÓPTEROS

Form.	<i>Lasius emarginatus</i>	A
	<i>Pheidole pallidula</i>	A
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A

Hinchado D 2 – 4 (5 -7/08/99)

• DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D2
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D2
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A

• COLEÓPTEROS

Stap.	<i>Aleochara curtula</i>	A
	<i>Aleochara bipustulata</i>	A
	<i>Philonthus jurgans</i>	A
	<i>Aleochara intricata</i>	A
	<i>Aleochara spissicornis</i>	A
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A
Hist.	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D3-4
	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D3-4
	<i>Saprinus pharao</i>	A, D3-4
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D3-4

• HIMENÓPTEROS

Form.	<i>Lasius emarginatus</i>	A
	<i>Pheidole pallidula</i>	A
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A

Descomposición activa D 5 – 7 (8 – 10/08/98)

• DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A

• COLEÓPTEROS

Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A
Hist.	<i>Saprinus caerulescens</i>	A
	<i>Saprinus subnitescens</i>	A
	<i>Saprinus pharao</i>	A
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D6-7
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A
	Larvas	L, D7

Descomposición avanzada D 8 – 30 (11/08- 2/09/99)

• DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D8, D10 -17
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D10-24
Sarc.	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D10
	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D16-17, D24, D26-27, D30
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D16-17, D24, D26-27, D30
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A
Dros.	<i>Drosophila busckii</i>	A, D12
	<i>Drosophila funebris</i>	A, D12
	<i>Drosophila melanogaster</i>	A, D12

• COLEÓPTEROS

Stap.	<i>Aleochara curtula</i>	A, D15
	<i>Aleochara bipustulata</i>	A, D15
	<i>Philonthus jurgans</i>	A, D15
	<i>Aleochara intricata</i>	A, D15
	<i>Aleochara spissicornis</i>	A, D15
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D10-23, D26, D30

Tabla 21 (continuación)

Hist.	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D10-11			
	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D10-11			
	<i>Saprinus pharao</i>	A, D10-11			
	Larvas	L, D9-13			
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D8-10, D13			
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A			
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D25, D28, D30			
	Larvas	L, D8-21			
	● HIMENÓPTEROS				
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D8-15			
Form.	<i>Lasius emarginatus</i>	A, D9-10, D18-30			
	<i>Pheidole pallidula</i>	A, D9-10, D18-30			
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A, D9-10, D18-30			
	CERDO 2. SOL				
	Fresco D 0 – 1 (3 -4/08/99)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A			
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A			
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A			
	Hinchado D 2 – 3 (5 - 6/08/99)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A			
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D2			
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D2			
	● COLEÓPTEROS				
Stap.	<i>Aleochara curtula</i>	A			
	<i>Aleochara bipustulata</i>	A			
	<i>Philonthus jurgans</i>	A			
	<i>Aleochara intricata</i>	A			
	<i>Aleochara spissicornis</i>	A			
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D3			
Hist.	<i>Saprinus caerulescens</i>	A, D3			
	<i>Saprinus subnitescens</i>	A, D3			
	<i>Saprinus pharao</i>	A, D3			
	● HIMENÓPTEROS				
Form.	<i>Lasius emarginatus</i>	A			
	<i>Pheidole pallidula</i>	A			
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A			
	Descomposición activa D 4 – 6 (7 – 9/08/98)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A			
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A			
	● COLEÓPTEROS				
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A			
Hist.	<i>Saprinus caerulescens</i>	A			
	<i>Saprinus subnitescens</i>	A			
	<i>Saprinus pharao</i>	A			
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A			
	Descomposición avanzada D 7 – 30 (10/08- 2/09/99)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D7-16			
Call.e	<i>Lucilia sericata</i>	A, D8			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D10-15			
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A			
	● COLEÓPTEROS:				
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D8-18, D23			
Hist.	Larvas	L, D9			
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D7-10			
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D9-17			
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D14			
	Larvas	L, D8-11			
	CERDO 3. SOMBRA				
	Fresco D 0 – 1 (3 -4/08/98)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D1-2			
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A			
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A			
	● HIMENÓPTEROS				
Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A, D1			
	<i>Pheidole pallidula</i>	A, D1			
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A, D1			
	Hinchado D 2 – 3 (5 - 6/08/98)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A			
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D3			
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D3			
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A			
Hybo.	<i>Drapetis</i> sp.	A, D3			
	● COLEÓPTEROS				
Stap.	Lista (1)	A			
Hist.	Lista (2)	A, D3			
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D3			
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D3			
	<i>Catops coracinus</i>	A, D3			
	<i>Ptomaphagus tenuicornis</i>	A, D3			
	● HIMENÓPTEROS				
Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A			
	<i>Pheidole pallidula</i>	A			
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A			
	Descomposición activa D 4 – 6 (7 - 9/08/98)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A			
	● COLEÓPTEROS				
Stap.	Lista (1)	A			
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D5			
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A			
Hist.	Lista (2)	A			
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D6			
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D4-5			
	<i>Catops coracinus</i>	A, D4-5			
	<i>Ptomaphagus tenuicornis</i>	A, D4-5			
Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D4			
	● HIMENÓPTEROS				
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A			
Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A			
	<i>Pheidole pallidula</i>	A			
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A			
	Descomposición Avanzada D 7 – 30 (10/08-2/09/98)				
	● DÍPTEROS				
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A			
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D7-10, D25			
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D7-20			
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D20			
Piop.	<i>Piophilidae casei</i>	A, D10, D12-13			
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D7-9			
	● COLEÓPTEROS				
Stap.	Lista (1)	A, D7-11			
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D7-8			
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D15			
Hist.	Lista (2)	A, D7-11			
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D9			
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D8-12			
	Larvas	L, D10-21			
Cara.	<i>Princidium bipunctatum</i>	A, D7			
	● HIMENÓPTEROS				
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D10-11			

Tabla 21 (continuación)

CERDO 4. SOMBRA**Fresco D 0 –2 (3 -5/08/98)**

● DIPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D1-2
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D1-2
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D1-2

● HIMENÓPTEROS

Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A, D2
	<i>Pheidole pallidula</i>	A, D2
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A, D2

Hinchado D 3 – 6 (6 - 9/08/98)

● DIPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D3
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D3
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (1)	A
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D5
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D4-6
Hist.	Lista (2)	A
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D3-4
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D3, D5
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D3-5
	<i>Catops coracinus</i>	A, D3-5
	<i>Ptomaphagus tenuicornis</i>	A, D3-5

● HIMENÓPTEROS

Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A
	<i>Pheidole pallidula</i>	A
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A

Descomposición activa D 7 – 16 (10 -19/08/98)

● DIPTEROS

Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D7
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D12, D14-16
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D12, D14-16
Piop.	<i>Piophilus casei</i>	A, D10, D12-13, D15
Fann.	<i>Fannia leucosticta</i>	A, D9
	<i>Fannia canicularis</i>	A, D9-10
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D7-10, D14, D16
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D10

● COLEÓPTEROS

Stap.	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D7-8, D10, D15
-------	------------------------------	-------------------

Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A
	<i>Necrobia rufficollis</i>	A, D7-14
Hist.	Lista (2)	A
	Larvas	L, D10, D16
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D7-8, D10, D15
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D9, D14, D16
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D7-15
	Larvas	L, D10-17
Cara.	<i>Principidium bipunctatum</i>	A, D15
Phal.	<i>Phalacridae</i> sp.	A, D10

● HIMENÓPTEROS

Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A
Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A
	<i>Pheidole pallidula</i>	A
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A

Descomposición Avanzada D 17 – 30 (20/08-2/09/98)

● DIPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Hydrotaea</i> sp.	A, D30
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga cultellata</i>	A, D17-20, D24, D27-30
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D17-20, D24, D27-30
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D20

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (1)	A, D17-18
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D17-21
	<i>Necrobia rufficollis</i>	A, D17
Hist.	Lista (2)	A, D17
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D18-21
	Larvas	L, D17-30
Cara.	<i>Principidium bipunctatum</i>	A, D18

● HIMENÓPTEROS

Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D17-27
Form.	<i>Formica rufibarbis</i>	A
	<i>Pheidole pallidula</i>	A
	<i>Tetramorium semilaeve</i>	A

Lista (1): Staphylinidae: *Aleochara curtula*, *Aleochara bipustulata*, *Philonthus jurgans*, *Aleochara intricata*, *Aleochara spissicornis*, *Aleochara clavicornis*.

Lista (2): Histeridae: *Saprinus caerulescens*, *Saprinus georgicus*, *Saprinus pharao*, *Saprinus subuitescens*, *Carcinops pumilio*, *Margarinotus brunneus*, *Saprinus tenuistrius sparsutus*, *Saprinus maculatus*, *Hypocacculus metallescens*.

D.5.3. Estudio de las larvas de los dípteros necrófagos**D.5.3.1. MUESTREO REALIZADO**

En esta estación del año, hubo muestras de larvas desde el primer día hasta el 18° de la prueba (Tabla 22). Se han capturado 1.566 larvas de muestra para los estudios de medición, identificación y montaje, a las que hay que añadir 84 larvas y 122 pupas utilizadas en el estudio de cría controlada; en total se han muestreado 1.772 ejemplares.

D.5.3.2. ESTUDIO DE MEDICIÓN

Sigue las mismas pautas descritas para el estudio de muestras otoñales. En esta estación se han utilizado 1.566 larvas.

D.5.3.3. ESTUDIO DE IDENTIFICACIÓN Y MONTAJE

Las especies que se han identificado figuran en la tabla 23. El número de larvas montadas (213) figuran en la tabla 24.

D.5.3.4. ESTUDIO DEL PROCESO DE CRÍA CONTROLADA

El proceso seguido coincide con el señalado en otoño. En total se criaron 84 larvas y 122 pupas (206 en total), de los que emergieron 167 dípteros (Tabla 25).

Todos las emergencias de dípteros (excepto un caso) diferentes de *C. albiceps*, han sido de muestras tomadas hasta el día 7°; posteriormente todas salvo la última del día 18° (en la que surgió un ejemplar de *L. sericata*), son de *C. albiceps*. Estos resultados coinciden con el estudio de identificación anterior. Dos larvas LIII

Tabla 22 . Lugar anatómico, fecha y muestra de las larvas de dípteros necrófagos. Verano.

En gris se indica la presencia. **A:** Ano. **B:** Boca. **D:** Debajo. **DE:** Debajo, enterrada. **H:** Puesta de huevos. **HC:** Herida cabeza. **He:** Herida. **M:** Migrando. **ML:** Masa de larvas general. **O:** Ojo. **Or:** Oreja. **P:** Piel. **V:** Varios sitios. (-): No hubo muestra

Día	Cerdo 1 (C1)					Cerdo 2 (C2)					Cerdo 3 (C3)					Cerdo 4 (C4)				
	O	B	He	A	V	O	B	He	A	V	O	B	He	A	V	O	B	He	A	V
1	-	H	-	H	-	-	H	-	-	-	-	-	H	-	-	-	H	H	-	-
2	-				-	-		H	H	-	-	H			-	-				C
3	-				-	-					-				-	-				Or
4	-				-	-		ML			-		ML		-	-				-
5	-		ML		-	-					-				-					P
6	-				-	-					-				-					-
7	-				-	-		DE			-				-			ML		-
8	-		DE		-	-					-		DE		-					D,M
9	-		DE		-	-					-		DE		-					D,M
10	-		DE		-	-					-		DE		-					DE,M
11	-				-	-					-				-					DE,M
12	-				-	-					-				-					DE
13	-				-	-					-				-					DE
14	-				-	-					-				-					DE
15	-				-	-					-				-					DE
16	-				-	-					-				-					-
17	-				-	-					-				-			DE		-
18	-				-	-					-				-			DE		-

Tabla 23. Número de larvas identificadas de cada estadio larvario en la prueba de verano para dos taxones según ambientes.

	L I	L II	L III	Totales
	Género <i>Lucilia</i>			
SOL	30	79	91	20
SOMBRA	84	161	127	372
Total	114	240	218	572
<i>Chrysomya albiceps</i>				
SOL	0	54	199	253
SOMBRA	0	80	638	718
Total	0	134	837	971
Género <i>Sarcophaga</i>				
SOMBRA	7	5	11	23
Total	7	5	11	23
Total				1566

Tabla 24. Número de larvas de cada estadio larvario montadas en la prueba de verano.

	Número de Larvas		
	L I	L II	L III
Cerdo 1	8	18	13
Cerdo 2	9	9	17
Cerdo 3	8	12	9
Cerdo 4	20	36	54
Total	45	75	93
Total			213

Tabla 25. Resultados de cría controlada. Verano 98

Nº total Larvas (84) + Pupas (122) enterradas = 206
 Nº total de dípteros aparecidos = 167
 Porcentaje de éxito de emergencias = 81,07 %
 Especies identificadas:
Chrysomya albiceps = 143 (85,6 %)
Lucilia sericata = 21 (12,5 %)
Sarcophaga sp. = 3 (1,7%)

de *C. albiceps* colectadas cuando emigraban y criadas en laboratorio dieron lugar a veinte himenópteros parasitoides de la especie *Nasonia vitripennis*. Este ha sido el único caso presente en esta estación del año.

D.5.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en los cerdos expuestos al sol

D.5.4.1. ESTADO FRESCO

A los pocos segundos de su exposición aparecen los primeros adultos de *L. sericata* y *C. albiceps*, seguidos de especies de la familia Sarcophagidae y Muscidae (*Musca domestica*). *L. sericata* y *C. albiceps* realizan las primeras puestas de huevos en la boca y ano en el C1 y en la boca en el C2. Las altas temperaturas ambientales hacen que sólo las puestas más resguardadas del sol tuvieran posibilidades de éxito.

D.5.4.2. ESTADO HINCHADO

Este periodo dura desde el 2º día hasta el 4º en el C1 y hasta el tercer día en el C2. En el C1 se encuentran al 2º día, los tres estadios larvarios, las larvas LI y LII del

género *Lucilia* en boca, herida y ano y una larva LIII de *L. sericata* en la herida (Tabla 26); en el C2, al 2º día, se encuentran en boca y herida las larvas LI y LII del género *Lucilia*; al tercer día aparecen (de forma abundante) las larvas LIII de *L. sericata* en boca (C2), herida (C1) y en menor número en ano (Tabla 27). El tamaño máximo encontrado fue de 13,5 mm en C1 y 13 mm en el C2.

Debido a la competencia interespecífica con larvas de *C. albiceps*, en ambos cerdos, el 4º día fue el último en el que se encontraron larvas del género *Lucilia* y de la especie *L. sericata*.

No se encontró en el muestreo diario ninguna larva LI de la especie *C. albiceps*. La explicación de esta ausencia puede radicar en que sólo las puestas más protegidas de las altas temperaturas tuvieron éxito reproductivo y estos lugares quedaran fuera de nuestro muestreo rutinario. En el C1 las primeras larvas LII de *C. albiceps* se encuentran en la herida y ano el día 3º y las primeras larvas LIII en la boca y herida del día 4º (Tabla 28). En el C2, sólo aparecieron larvas en la herida; la rapidez con que se desarrolló el proceso hizo que surgiera una invasión masiva de larvas por todo el cuerpo, impidiendo la separación por zonas corporales. Las primeras larvas LII se encontraron en el día 3º y la primera larva LIII, el día 4º.

Los tamaños máximos recogidos de la especie *C. albiceps* se presentan en la tabla 29.

En el C1 y C2 las primeras y más grandes larvas LIII de *C. albiceps* se encontraron el día 4º en la herida del cuello, con un tamaño máximo de 14 y 13 mm respectivamente.

Los primeros ciclos vitales en cría controlada se realizan con larvas muestreadas en esta etapa de descomposición; así el día 3º se recogieron larvas LIII de las que emergió *L. sericata*.

Respecto a las variables térmicas, se ha seguido el mismo proceso que en el otoño. En el C1, la temperatura de la masa de larvas, tomada en el centro de la misma, es alta, por encima de 40 °C a partir de las 48 horas de la prueba e indica una gran actividad metabólica; es en este estado cuando se alcanza la máxima diferencia entre la temperatura de la masa de larvas y la temperatura ambiente (Tabla 30).

D.5.4.3. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

El día 5º se recogieron en C2 para su cría controlada, las primeras larvas LIII (en proceso de migración), de las que emergieron dípteros de la especie *C. albiceps*.

Respecto a las temperaturas, véase tabla 30 y 31. Durante todo el estado de descomposición activa la temperatura de la masa de larvas fue superior a la del medio en que se encontraba en el momento de la toma de muestras.

D.5.4.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Este estado comienza cuando ya no se encuentran larvas de dípteros alimentándose en los cerdos; en C1 desde el día 8º y en C2 desde el 7º. Finaliza a los 30 días de iniciada la prueba.

Tabla 26. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio del género *Lucilia*, por partes anatómicas de los cerdos 1 y 2 (C1 y C2). D: Día de presencia.

	Boca	Herida cuello	Ano
C1	Primera LI	D2	D2
	Primera LII	D2	D2
	Primera LIII	D3	D2
	Última LI	D3	D2
	Última LII	D3	D4
	Última LIII	D3	D4
C2	Primera LI	D2	-
	Primera LII	D2	D3
	Primera LIII	D3	D3
	Última LI	D2	-
	Última LII	D2	D3
	Última LIII	D3	D3

Tabla 27. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Lucilia* sp. en C1 y C2.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C1	Primera LI	2	3	Herida cuello
	Primera LII	2	7	Herida cuello, Ano
	Primera LIII	3	13,5	Herida cuello
	Última LI	3	2,5	Boca, Herida cuello
	Última LII	3	5,6	Herida cuello
	Última LIII	4	13	Ano
C2	Primera LI	2	3,5	Herida cuello
	Primera LII	2	7	Boca
	Primera LIII	3	13	Boca
	Última LI	3	2,75	Herida cuello
	Última LII	3	5,5	Herida cuello
	Última LIII	4	16	Herida cuello

Tabla 28. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio de la especie *Chrysomya albiceps*, por partes anatómicas de los cerdos 1 y 2 (C1 y C2). D: Día de presencia. (-): No presente. ML: Masa larvas general

	Boca	Herida cuello	Ano	ML
C1	Primera LII	D4	D3	-
	Primera LIII	D4	D4	-
	Última LII	D4	D4	D3
	Última LIII	D4	D4	-
C2	Primera LII	-	D3	-
	Primera LIII	-	-	D4
	Última LII	-	D4	-
	Última LIII	-	-	D6

Los restos de los cerdos se van secando y son los coleópteros y sus larvas los principales consumidores de los mismos.

D.5.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en sombra

D.5.5.1. ESTADO FRESCO

El periodo de duración varía bastante; así en el C3, dura 24 h y en el C4, se alarga hasta las 48 h. La invasión fue similar al caso de los cerdos expuestos al sol.

Tabla 29 . Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Chrysomya albiceps* en C1 y C2.

		Día	Tamaño máximo	Situación
C1	Primera LII	3	6,5	Herida cuello, Ano
	Primera LIII	4	14	Boca, Herida cuello
	Última LII	4	8	Boca
	Última LIII	10	13	Enterrada
C2	Primera LII	3	6	Herida cuello
	Primera LIII	4	13	Herida cuello
	Última LII	4	7	Herida cuello
	Última LIII	7	15	Enterrada

Tabla 30. Cuadro comparativo de temperaturas. C1: Cerdo 1. C2: Cerdo 2. D: Día de la prueba. A: Ano. B: Boca. H: Herida. Ma: Masa abdominal. Temp Ma: Temperatura máxima de la masa de larvas. Temp. med. EMMJ = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C1	Temp Ma C2	Temp med. EMMJ
D2	34	35,6 H	36,7 H	24,4
D3	37	42,3 B	41,1 B	24,4
D4	39	41,7 H	45,2 Ma	26,8
D5	40	44,8 A	46,8 Ma	26,7
D6	42	43,5 Ma	43,7 Ma	28,2
D7	42	44,2 Ma	42,1 Ma	29
D8	42	45,2 Ma	44,3 Ma	29,4
D9	42	46,3 Ma	43,6 Ma	28,7
D10	35	37,6 Ma	39,9 Ma	25,4

Tabla 31. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. Días • : Días con temperaturas de la ML por encima de la ambiente según la estación local.

	CERDO 3				CERDO 4			
	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO
1ª Día toma de Temp.	3	1	5	2	3	1	4	2
Último día toma Temp.	4	4	8	5	3	3	6	4
Temp Máxima	42,3	41,7	45,2	44,8	41,1	38,5	46,8	44
Día Temp. Máxima	3	4	8	5	3	3	5	4
Temp • °C	5,3	2,7	3,2	4,8	4,1	1,5	6,8	5
Días •	2	4	4	2	1	3	3	2
	D3-4	D1-4	D5-8	D2,D5	D3	D1-3	D4-6	D2,D4

Durante las primeras 24 h se localizan puestas de huevos en la herida del cuello y boca en ambos cerdos por parte de *L. sericata*. En la boca del C4, aparecieron larvas LI del género *Sarcophaga* y a las 48 h en la herida del C3, se encuentran larvas LII del mismo género.

El 2º día ya se encuentran las primeras larvas LI y LII del género *Lucilia* en la boca y herida del C4 (Tabla 32).

D.5.5.2. ESTADO HINCHADO

En esta etapa se produce una diferenciación todavía mayor en la duración del proceso, comprendiendo en el C3 desde el día 2º al 3º y en C4 desde el 3º hasta el 6º.

Continúan las puestas de huevos en la piel y sitios ya citados en la fase anterior y en cuanto a los estadios larvarios, se encuentran en los dos lechones las primeras larvas LI y LII del *Lucilia*, el día 2º en la boca y herida y la primera larva LIII, el día 3º, también en la boca y herida. En el C 4 el día 3º (boca) y 4º (herida) se encuentran larvas LIII del género *Sarcophaga*.

En este ambiente sombrío, el día 4º se ponen en cría controlada larvas LIII de las que emergieron *L. sericata*.

La tabla 33 presentan los tamaños máximos por días y situaciones de los diferentes estadios larvarios para cada lechón. Las primeras larvas LIII de *L. sericata*

alcanzó un tamaño máximo de 13,5 mm (boca, C3) y 13 mm (herida del cuello, C4).

Con respecto a *C. albiceps* no se localizaron larvas en estado LI. En el C4, las primeras larvas LII se localizan en la boca, el día 4º y las primeras larvas LIII, en la herida, el día 5º (Tabla 34).

La tabla 35 presentan los tamaños máximos por días y situaciones de los diferentes estadios larvarios para el C4. Las primeras larvas LIII de *C. albiceps* se encontraron el día 5º en la herida del cuello y el tamaño máximo encontrado fue de 10 mm.

La primera *C. albiceps* emerge en cría controlada de larvas LIII capturadas mientras migraban del C4 el día 8º de la prueba.

D.5.5.3. DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

Se mantienen las diferencias en la duración del proceso de descomposición. En el C3 se desarrolla entre los días 4º y 6º y en el C4, entre los días 7º y 16º. Las larvas de dípteros encontradas en fechas posteriores estaban migrando, enterrándose o enterradas bajo los lechones.

En lo que concierne a los estados larvarios, el día 4º en el C3 se encuentra la última larvas LIII de *L. sericata*, en la herida del cuello y en el C4, el día 7º, en el ano. En el C4, debido a alguna puesta posterior no localizada, se encontraron el día 15º y el día 18º dos larvas LIII de la especie aisladas.

Tabla 32. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio del género *Lucilia*, por partes anatómicas de los cerdos 3 y 4 (C3 y C4). D: Día de presencia.

	Boca	Herida cuello	Año
C3	Primera LI	D2	D2
	Primera LII	D2	D2
	Primera LIII	D3	D3
	Última LI	D2	D4
	Última LII	D3	D4
	Última LIII	D3	D4
C4	Primera LI	D2	-
	Primera LII	D2	D3
	Primera LIII	D3	D5
	Última LI	D5	-
	Última LII	D5	D5
	Última LIII	D5	D7

Tabla 33. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Lucilia* sp. en C3 y C4.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C3	Primera LI	2	3,25	Boca, Herida
	Primera LII	2	5	Herida
	Primera LIII	3	13,5	Boca
	Última LI	4	3,5	Herida
	Última LII	4	5	Herida
	Última LIII	4	16,5	Herida
C4	Primera LI	2	3	Boca
	Primera LII	2	8	Boca
	Primera LIII	3	13	Herida cuello
	Última LI	5	3,25	Herida cuello
	Última LII	6	5,6	Herida cuello
	Última LIII	7	16	Año

En cuanto a *C. albiceps*, en el C3 se encuentra la primera y última larva LII, el día 4° en la masa de larvas general, y la primera larva LIII el día 5°, también en la masa de larvas general (Tablas 36, 37); a partir del día 5° y hasta el final solo se encuentran larvas LIII de esta especie en este cerdo, que alcanzan un tamaño máximo de 14 mm. En el C4, a partir del día 8° ya solo aparecen larvas LIII de la especie.

Los datos térmicos comparativos pueden verse en la tabla 38. La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 46 °C el día 5° en el C3 y de 41,1 °C, el día 6° en el C4 (Tabla 39). Como ocurrió en el sol, durante el estado de descomposición activa la temperatura de la masa de larvas fue superior a la tomada del aire en el momento de la toma de muestras, salvo los dos últimos días de este estado en el C4.

D.5.5.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Duración: desde el final de la descomposición activa hasta el día 30° de la prueba. En el C3 desde el día 7° y en el C4 desde el 17°. En esta fase ya solo se encuentra larvas de *C. albiceps* enterradas. Las últimas larvas de esta especie se han encontrado en el C3 el día 10° y en el C4 el día 18°. En ese mismo día se capturó una larva LIII de *L. sericata*.

Tabla 34. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en estadio de la especie *Chrysomya albiceps*, por partes anatómicas del cerdo 4 (C4). D: Día de presencia. (-): No presente. ML: Masa larvas general

	Boca	Herida cuello	ML
C4	Primera LII	D4	D5
	Primera LIII	-	D5
	Última LII	D5	D7
	Última LIII	-	D6

Tabla 35. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Chrysomya albiceps* en C4.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C4	Primera LII	4	3,75	Boca
	Primera LIII	5	10	Herida cuello
	Última LII	7	7	Herida cuello
	Última LIII	18	13	Enterrada

Tabla 36. Días de presencia de las primeras y últimas larvas en cada tipo de estadio de la especie *Chrysomya albiceps*, por partes anatómicas del cerdo 3 (C3). D: Día de presencia. (-): No presente. DE: Debajo, enterrada. ML: Masa larvas general

	Boca	Herida cuello	Piel
C3	Primera LII	D4	-
	Primera LIII	D5	D7
	Última LII	D4	-
	Última LIII	D6	D10

Tabla 37. Día de colecta, tamaño máximo (mm) y lugar de captura de los primeros y últimos tres estadios larvarios de *Chrysomya albiceps* en C3.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C3	Primera LII	4	7	Herida cuello
	Primera LIII	5	14	Herida cuello
	Última LII	5	7	Piel
	Última LIII	10	15	Enterrada

Tabla 38. Cuadro comparativo de temperaturas. D: Día de la prueba. C3: Cerdo 3. C4: Cerdo 4. B: Boca. H: Herida. Ma: Masa abdominal. Temp Ma: Temperatura máxima de la masa de larvas. Temp. med. EMMJ = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C3	Temp Ma C4	Temp med. EMMJ
D2	32	31,7 H	29 H	24,4
D3	34	34,9 B	29 B	24,4
D4	36	41,1 B	36 B	26,8
D5	35	45,3 Ma	33,9 B	26,7
D6	37	46 Ma	41,1 H	28,2
D7	38	39 Ma	39,5 Ma	29
D8	38	39,5 Ma	40,5 Ma	29,4
D9	38	40,1 Ma	39,4 Ma	28,7
D10	35	-	40,7 Ma	25,4
D11	34	-	40,3 Ma	25,3
D12	33	-	40,9 Ma	26
D13	34	-	36,9 Ma	26
D14	35	-	37,5 Ma	25,7
D15	33	-	31,1 Ma	25,7
D16	33	-	30,1 Ma	23,8
D17	34	-	30,5 Ma	24,7

Tabla 39 . Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días • :** Días con temperaturas de la ML por encima de la ambiente según la estación local.

	CERDO 3			CERDO 4		
	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS
1ª Día toma de Temp.	3	1	4	3	1	7
Último día toma Temp.	4	3	7	5	6	16
Temp Máxima	41,1	31,7	46	36	41,1	40,9
DÍA Temp. Máxima	4	2	5	4	6	12
Temp • °C	5,1	-	10,3	-	4,1	7,9
Días •	2	-	4	-	1	8
	D3-4		D4-7		D6	D7-14

D.6. Resultados Invierno 98-99. (21/12/98 - 19/4/99)

D.6.1. Duración de los estados de descomposición

El desarrollo de la prueba en esta estación ha sido completamente diferente al de las restantes. Las bajas temperaturas hicieron que los cerdos en ambiente de sombra y uno de los expuestos al sol permanecieran en estado fresco, sin hincharse, durante más de sesenta días (Tabla 40) y que se alcanzase la primavera sin consumirse los restos. Por este motivo se decidió finalizar la prueba en el momento en que hubiera una semana de muestreo sin captura de larvas alimentándose. El día 120º de exposición, se consideró finalizada la prueba.

Pese a los desfases iniciales, el recurso fue consumido sin grandes diferencias de tiempo, con sólo cuatro días de separación en la finalización de la etapa de descomposición activa entre C1 y C4.

D.6.2. Sucesión de artrópodos

Las diferencias en cuanto al número de taxones han sido muy limitadas; en C1 y C3, se han encontrado 114 y en los C2 y C4, se han identificado 110 y 103 respectivamente. En esta estación se han colectado el mayor número de taxones, probablemente a consecuencia de su mayor duración (Tabla 41), lo que coincide con los resultados obtenidos por TANTAWI *et al.* (1996), con mayor riqueza faunística en estaciones frías.

De nuevo la familia Staphylinidae es la que más diversidad de especies presenta con 29 al sol y 28 a la sombra, seguida de Histeridae con 10 especies en los cerdos expuestos al sol y 9 en los de sombra.

En el sol, a las 48 h de exposición, se observaron los primeros dípteros: la especie *C. vicina* volando por encima de los cerdos (temperatura del aire 10º C); esta especie ya no dejará de estar presente durante todo el proceso de descomposición.

La especie *L. sericata* se encuentra por primera vez el día 58º (16/02/99) en el sol. No se ha identificado ninguna larva de esta especie en el estudio de medición y montaje, pero el estudio de cría demuestra que hubo puestas y desarrollo larvario, ya que emergieron nueve adultos.

En el ambiente de sombra la primera mosca del género *Calliphora* (temperatura aire 7º C) es observada el día 10º, pero es a partir del día 13º cuando ya se encuentran y capturan con asiduidad hasta el final del proceso.

La primera *L. sericata* se captura en el C4, el día 61º (19/02/99) y también estará presente durante todas las etapas del proceso, aunque no fueron colectadas larvas en los restos.

Tabla 40. Duración de cada estado de descomposición para cada cerdo en invierno. D: Día de la prueba.

	Fresco	Hinchado	Descomp. Activa	Descomp. Avanzada
C1	D0-33	D34-69	D70-107	D108-120
C2	D0-61	D62-83	D84-109	D110-120
C3	D0-61	D62-73	D74-106	D107-120
C4	D0-74	D75-94	D95-112	D113-120

Tabla 41. Estados de descomposición y relación de taxones identificados para cada cerdo en la prueba de invierno.

A: Adulto. L: Larva. En ambos casos si no se señalan los días que se han capturado, expresa que estuvo presente durante todos los días que duró el estado de descomposición. D: Día/s de la prueba en que fue colectado.

CERDO 1. SOL

Fresco D 0 – 33 (20/12/98-22/01/99)

• DÍPTEROS

Anth.	Lista (1)	A, D11, D13
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D2, D4, D6-24, D29
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D14
Musc.	<i>Helina evecta</i>	A, D31
Hele.	<i>Oecothoe fenestralis</i>	A, D17
Seps.	<i>Sepsis fulgens</i>	A, D14-15, D17-18
Spha.	<i>Coproica vagans</i>	A, D14, D29
	<i>Coproica hirticula</i>	A, D14, D29
Chir.	<i>Bryophaenocladus ictericus</i>	A, D25

• COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (4)	A, D13-14, D31
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D29

• HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D8, D13, D17-19, D24, D29-30, D32-33
-------	-------------------	---

Pter.	<i>Pachyneuron formosum</i>	A, D12
-------	-----------------------------	--------

Form.	Lista (2)	A, D5, D14
-------	-----------	------------

• ÁCAROS

Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D16
	<i>Parasitus</i> sp.	A, D16
	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D16

Hinchado D 34 – 69 (23/01-27/02/99)

• DÍPTEROS

Anth.	Lista (1)	A, D34, D47, D67-69
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D63, D68
Hydr.	<i>Hydrotaea</i> sp.	A, D63, D67
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D34, D40-42, D47-49, D54-55, D58-63, D66-68
	<i>Muscina levida</i>	A, D62
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D34-50, D54-69
	<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D48
	<i>Lucilia sericata</i>	A, D58-69
	<i>Pollenia</i> sp.	A, D41, D46, D55
Fann.	<i>Fannia</i> sp.	A, D66, D68
Piop.	Lista (3)	A, D41, D67-68
Seps.	<i>Sepsis fulgens</i>	A, D66
Spha.	<i>Coproica vagans</i>	A, D41-42, D59, D61, D63, D68
	<i>Coproica hirticula</i>	A, D41-42, D59, D61, D63, D68
Scat.	<i>Scathophaga stercoraria</i>	A, D37
Phor.	<i>Phoridae</i> spp.	A, D34, D61
Scia.	<i>Corynoptera semipedestris</i>	A, D55
	<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D55
Chir.	<i>Bryophaenocladus ictericus</i>	A, D42, D58
Chlo.	<i>Chloropidae</i> sp.	A, D34

Tabla 41 (continuación)

● COLEÓPTEROS					
Stap.	Lista (4)	A, D41, D46, D48, D58, D61-62, D66-69	Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D72-73, D75, D78-79, D82, D86-87, D90, D93, D100, D103
Cler.	<i>Necrobia violacea</i>	A, D68		<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D72-73, D75, D78-79, D82, D86-87, D90, D93, D100, D103
Hist.	Lista (5)	A, D63, D68			
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D41-43, D48, D66	Niti.	<i>Nitidula carnaria</i>	A, D71-72, D78-81, D85-95, D98-100, D102-107
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D44, D63		<i>Nitidula bipunctata</i>	A, D105
Cara.	<i>Principidium bipunctatum</i>	A, D42		<i>Dermestes frischii</i>	A, D72, D78-82, D85-107
Anth.	<i>Hirticomus quadriguttatus</i>	A, D62-63		<i>Dermestes undulatus</i>	A, D80, D86, D100, D102
Myce.	<i>Litargus?</i> sp.	A, D62		Larvas	L, D101-104, D106-107
● HIMENÓPTEROS			Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D79-80, D92-93
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D34, D38, D40-43, D46, D49, D59, D61, D63, D67-69		<i>Catops coracinus</i>	A, D79-80, D92-93
Form.	Lista (2)	A, D66		Larvas	L, D81, D83, D85-92, D94, D96-107
● ACAROS			Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D71, D78-81, D87-90, D93-95, D100, D104-105, D107
Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D63			
	<i>Parasitus</i> sp.	A, D63		<i>Principidium bipunctatum</i>	A, D90, D104
	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D63	Anth.	<i>Leptaleus rodriguessi</i>	A, D71, D78, D80-81, D87-90, D93-95, D100, D104-105, D107
Trom.	<i>Trombidiidae</i> sp.	A, D66			
			Myce.	<i>Litargus?</i> sp.	A, D81, D90, D100
			Hydr.	<i>Cercyon haemorrhoidalis</i>	A, D79, D100
Descomposición activa D 70 – 107 (28/02- 6/04/99)			● HIMENÓPTEROS		
● DÍPTEROS			Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D70-76, D78-90, D95-104, D106
Anth.	Lista (1)	A, D70-71, D77-78, D80-81, D85-90, D93, D95, D99-101, D104-105	Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D100, D105, D107
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D70-71, D77-78, D88, D90, D95, D99-100, D102-105, D107	Diap.	<i>Trichopria</i> sp.	A, D78
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D72-73, D78-81, D86-90, D93, D98, D99, D100-102, D104-107	Apid.	<i>Lasioglossum</i> sp.	A, D98
	<i>Hydrotaea palaestrica</i>	A, D78	Form.	Lista (2)	A, D71, D89, D99-103
	<i>Hydrotaea armipes</i>	A, D80, D90, D98, D103	● ACAROS		
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D70-73, D78-81, D85-87, D90, D92-93, D95, D100-107	Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D82
	<i>Muscina levida</i>	A, D87		<i>Parasitus</i> sp.	A, D82
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A		<i>Arctoseius</i> sp.	A, D82
	<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D70, D72-73, D77-79, D81, D87-95, D102		<i>Ixodidae</i> sp.	A, D100-101
	<i>Lucilia sericata</i>	A, D71-73, D77-81, D85-93, D95-96, D98-107	● PSEUDOESCORPIONES		
	<i>Pollenia</i> sp.	A, D78	Cher.	<i>Lamprochernes nodosus</i>	A, D80
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D80, D86-87, D98-99, D101-107			
	<i>Sarcophila</i> sp.	A, D102	Descomposición avanzada D 108 – 120 (7 -19/04/99)		
	<i>Sarcophaga tibialis</i>	A, D98	● DÍPTEROS		
	<i>Sarcophaga hirticus</i>	A, D103	Anth.	Lista (1)	A, D109-112, D117
	<i>Sarcophaga variegata</i>	A, D103	Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D109, D119
	<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D106		<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D108-109, D111-112, D114-115, D120
Piop.	Lista (3)	A, D73-74, D78-81, D86-90, D93-96, D99-107		<i>Muscina stabulans</i>	A, D109, D110-115, D119-120
Spha.	<i>Coproica vagans</i>	A, D80, D82, D87, D89, D96, D103, D105	Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D108-115, D119-120
	<i>Coproica hirticula</i>	A, D80, D82, D87, D89, D96, D103, D105		<i>Calliphora vicina</i>	A, D109-115, D117-120
	<i>Spaherocera curvipes</i>	A, D82, D85	Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D108-109, D111-112, D120
Scat.	<i>Scathophaga stercoraria</i>	A, D79		<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D108, D112
Fann.	<i>Fannia scalaris</i>	A, D86-87, D99	Piop.	<i>Piophilha casei</i>	A, D108, D113-114, D116
	<i>Fannia canicularis</i>	A, D99-103		<i>Prochyliza nigrimana</i>	A, D110-111, D115
Phor.	<i>Phoridae</i> spp.	A, D85-86, D96	Spha.	<i>Coproica vagans</i>	A, D108, D113
Scat.	<i>Scatopse notata</i>	A, D88-90, D100-101		<i>Coproica hirticula</i>	A, D108, D113
	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D88-90, D100-101	Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D111, D115
● COLEÓPTEROS				<i>Fannia</i> sp.	A, D112-113, D120
Stap.	Lista (4)	A, D70-73, D75, D78-82, D87-95, D100-101, D104	Bibi.	<i>Dilophus</i> sp.	A, D112
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D79-81, D87-88, D93, D95, D99-101, D106-107	● COLEÓPTEROS		
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D90, D94, D100-107	Stap.	Lista (4)	A, D110, D117
	<i>Necrobia violacea</i>	A, D100, D105		<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D109, D115
	<i>Necrobia rufficolis</i>	A, D103	Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D108-113, D115, D119
Hist.	Lista (5)	A, D78-81, D86-87, D99, D101, D104-105		<i>Necrobia violacea</i>	A, D108
			Hist.	Lista (5)	A, D109, D111
			Niti.	<i>Nitidula carnaria</i>	A, D108-112, D114-117
			Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A
				<i>Dermestes undulatus</i>	A, D108
				Larvas	L
			Chol.	Larvas	L, D109-111, D115-D117
			Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D111-113, D115-117, D120

Tabla 41 (continuación)

Cara. <i>Microlestes negrita</i>	A, D109	<i>Cryptinidae</i> sp. 1	A, D60
Anth. <i>Leptaleus rodriguessi</i>	A, D110-112, D113, D115	Form. Lista (2)	A, D62, D69-70, D73
● HIMENÓPTEROS		● ÁCAROS	
Brac. <i>Alysia</i> sp.	A, D109, D111, D113, D116, D118-120	Meso. <i>Haemogamasus</i> sp.	A, D81
● ÁCAROS		<i>Parasitus</i> sp.	A, D81
Meso. <i>Haemogamasus</i> sp.	A, D111, D116	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D81
<i>Parasitus</i> sp.	A, D111, D116		
<i>Arctoseius</i> sp.	A, D111, D116		
CERDO 2. SOL		Descomposición activa D 84 – 109 (14/03- 8/04/99)	
Fresco D 0 – 61 (20/12/98-19/02/99)		● DÍPTEROS	
● DÍPTEROS		Anth. Lista (1)	A, D85-90, D93, D95, D99-100, D103-105, D109
Musc. <i>Muscina stabulans</i>	A, D41, D47, D54, D60-61	Musc. <i>Musca domestica</i>	A, D88, D95, D99, D102-105, D107, D109
Call. <i>Calliphora vicina</i>	A, D8, D14-18, D29, D32-42, D45, D47-50, D53-61	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D86-90, D93, D100-109
Spha. <i>Coproica vagans</i>	A, D13-14, D34	<i>Hydrotaea armipes</i>	A, D88
<i>Coproica hirticula</i>	A, D13-14, D34	<i>Muscina stabulans</i>	A, D86-87, D89, D99, D101, D103-105, D108-109
Scia. <i>Corynoptera semipedestris</i>	A, D21	Call. <i>Calliphora vicina</i>	A
<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D21	<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D87-92
● COLEÓPTEROS		<i>Lucilia sericata</i>	A, D86-93, D95, D98-109
Stap. Lista (4)	A, D8-9, D17-18, D29, D32, D34, D37, D41, D44, D47-48, D50-51, D53, D60-61	Sarc. <i>Sarcophaga</i> sp.	A, D90, 93, D99, D102-105, D109
Hydr. <i>Cercyon haemorrhoidalis</i>	A, D34	<i>Sarcophila</i> sp.	A, D102
Chry. <i>Phyllotreta procera</i>	A, D17	<i>Sarcophaga variegata</i>	A, D109
● HIMENÓPTEROS		Piop. Lista (3)	A, D84, D87-88, D90, D92-109
Form. Lista (2)	A, D21	Spha. <i>Coproica vagans</i>	A, D85, D90, D95, D98, D102-103
Hinchado D 62 – 83 (20/02-13/03/99)		<i>Coproica hirticula</i>	A, D85, D90, D95, D98, D102-103
● DÍPTEROS		Scat. <i>Scathophaga stercoraria</i>	A, D85-87
Anth. Lista (1)	A, D72-73, D77-78, D81	Fann. <i>Fannia scalaris</i>	A, D86
Musc. <i>Musca domestica</i>	A, D71	<i>Fannidae</i> sp.	A, D101, D109
<i>Muscina stabulans</i>	A, D62-63, D66-68, D70-73, D78, D80-81	Phor. <i>Phoridae</i> sp.	A, D85-86, D88, D104
<i>Muscina levida</i>	A, D63	Hybo. <i>Hybotidae</i> sp.	A, D99
<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D73, D78-81	Chir. <i>Smittia aterrima</i>	A, D103
Call. <i>Calliphora vicina</i>	A	Scia. <i>Corynoptera semipedestris</i>	A, D85
<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D77-79	<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D85
<i>Lucilia sericata</i>	A, D62-63, D66, D69, D71-73, D77-81	Scat. <i>Scatopse notata</i>	A, D89, D94, D106
<i>Pollenia</i> sp.	A, D40	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D89, D94, D106
Ulid. <i>Physiphora demandata</i>	A, D49	● COLEÓPTEROS	
Piop. Lista (3)	A, D71-73, D78, D81	Stap. Lista (4)	A, D89, D93, D98-99, D103-105
Seps. <i>Sepsis fulgens</i>	A, D40, D49, D61	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D87-89, D92, D100-101
Spha. <i>Coproica vagans</i>	A, D68, D78, D80, D83	Cler. <i>Necrobia rufipes</i>	A, D93-94, D99-100, D102-109
<i>Coproica hirticula</i>	A, D68, D78, D80, D83	<i>Necrobia violacea</i>	A, D104
Scato. <i>Scathophaga stercoraria</i>	A, D65	Hist. Lista (5)	A, D86-87, D89-90, D94, D96, D99, D101-102, D105, D107, D109
Scia. <i>Corynoptera semipedestris</i>	A, D70	Silp. <i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D87, D90, D93-94, D99-104
<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D70	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D87, D90, D93-94, D99-104
Chir. <i>Bryophaenocladus ictericus</i>	A, D34, D41, D51, D56	Niti. <i>Nitidula carnaria</i>	A, D85, D88, D92-95, D99, D101-102, D104-107, D109
Chlo. <i>Chloropidae</i> sp.	A, D63	<i>Nitidula bipunctata</i>	A, D99, D105, D107
Scat. <i>Scatopse notata</i>	A, D70	Derm. <i>Dermestes frischii</i>	A, D85-86, D88, 92-D109
<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D70	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D86, D90, D110
● COLEÓPTEROS		Larvas	L, D104, D106-107, D109
Stap. Lista (4)	A, D62, D67-73, D78, D80	Chol. <i>Catops fuscus</i>	A, D86-87, D93, D102
Silp. <i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D71	<i>Catops coracinus</i>	A, D86-87, D93, D102
<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D71	Larvas	L, D100-109
Hist. Lista (5)	A, D78-81	Scar. <i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D87-95, D98 -109
Cler. <i>Necrobia rufipes</i>	A, D80-81	Cara. <i>Harpalus distinguendus</i>	A, D86, D97
Niti. <i>Nitidula carnaria</i>	A, D60-61, D78	<i>Princidium bipunctatum</i>	A, D87-88
<i>Meligethes</i> sp.	A, D80-81	<i>Demetrias atricapillus</i>	A, D89
Derm. <i>Dermestes frischii</i>	A, D79, 80-81	<i>Microlestes reitteri</i>	A, D72
<i>Dermestes undulatus</i>	A, D81	Chry. <i>Longitarsus melanocephalus</i>	A, D100
Scar. <i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D72-73, D79, D80-81		
Myce. <i>Litargus?</i> sp.	A, D66, D80		
Hydr. <i>Cercyon haemorrhoidalis</i>	A, D34, D63, D67		
● HIMENÓPTEROS			
Brac. <i>Alysia</i> sp.	A, D62, D66-68, D73, D78, D81		
Ichn. <i>Cryptinidae</i> sp. 2	A, D79		

Tabla 41 (continuación)

Anth.	<i>Leptaleus rodriguessi</i>	A, D89-90, D92, D95, D99-102, D104, D108	Psyc.	<i>Psychodidae</i> sp.	A, D11
	<i>Formicomus pedestris</i>	A, D99	Chir.	<i>Bryophaenocladus ictericus</i>	A, D33, D44
Myce.	<i>Litargus</i> ? sp.	A, D99-100, D102, D104	• COLEÓPTEROS		
• HIMENÓPTEROS			Stap.	Lista (8)	A, D8, D17, D41, D47-49, D51, D58, D61
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D85-90, D92, D95, D98, D101, D103-104	Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D60
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D101	Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D25, D33, D46-47, D54, D58
	<i>Callitula bicolor</i>	A, D86	Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D34
Diap.	<i>Psilus</i> ? <i>punctaticeps</i>	A, D81		<i>Catops coracinus</i>	A, D34
	<i>Psilus</i> sp.	A, D97	• HIMENÓPTEROS		
Apid.	<i>Lasioglossum</i> sp.	A, D100	Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D61
Form.	Lista (2)	A, D88-89, D99, D103	Form.	Lista (9)	A, D37, D40-41
• ÁCAROS			• ÁCAROS		
Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D81	Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D8
	<i>Parasitus</i> sp.	A, D81		<i>Parasitus</i> sp.	A, D8
	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D81		<i>Arctoseius</i> sp.	A, D8
• PSEUDOESCORPIONES			Trom.	Trombidiidae sp.	A, D49
Cher.	<i>Lamprochernes nodosus</i>	A, D81			
Descomposición avanzada D 110 – 120 (9 -19/04/99)					
• DÍPTEROS					
Anth.	Lista (1)	A, D111, D119	Anth.	<i>Anthomya liturata</i>	A, D72
	<i>Hydrotaea ignava</i>	AD110-115, D117-119		<i>Delia platura</i>	A, D73
Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A, D110-112, D115, D119	Musc.	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D62, D79
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D110-115, D119-120	Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D65-73
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D110-115, D117-120		<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D72-73
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D111-112, D114, D115		<i>Lucilia sericata</i>	A, D67-68, D71-73
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D112	Piop.	Lista (10)	A, D70
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D111	Spha.	Lista (7)	A, D66, D69
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D110-112	Scia.	Lista (11)	A, D69-72
	<i>Piophila casei</i>	A, D116-117	Psyc.	<i>Psychodidae</i> sp.	A, D67
	<i>Prochyliza nigrimana</i>	A, D117-118	• COLEÓPTEROS		
Spha.	<i>Coproica vagans</i>	A, D113	Stap.	Lista (8)	A, D62-63, D66, D68-73
	<i>Coproica hirticula</i>	A, D113	Cler.	<i>Necrobia violacea</i>	A, D63
Scat.	<i>Scatopse notata</i>	A, D113	Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D71-73
	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D113	Niti.	<i>Nitidula carmaria</i>	A, D62-63, D65, D68, D72-73
Scia.	<i>Corynoptera semipedestris</i>	A, D113	Elat.	<i>Cidnopus pilosus</i> ?	A, D70
	<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D113	• HIMENÓPTEROS		
Simu.	<i>Simuliidae</i> sp.	A, D110	Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D61, D67
• COLEÓPTEROS			Blac.	<i>Blacus (Blacus)</i> sp.	A, D62
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D110-112, D117	• ÁCAROS		
Hist.	Lista (5)	A, D111	Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D69
Niti.	<i>Nitidula bipunctata</i>	A, D111, D114-D117		<i>Parasitus</i> sp.	A, D69
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A		<i>Arctoseius</i> sp.	A, D69
	Larvas	L, D110	Trom.	<i>Trombidiidae</i> sp.	A, D69
Chol.	Larvas	L, D110-111, D113, D114, D116			
Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D110-116	Descomposición activa D 74 –106 (4/03/99- 5/04/99)		
Anth.	<i>Leptaleus rodriguessi</i>	A, D110-111, D114, D117, D119	• DÍPTEROS		
• HIMENÓPTEROS			Anth.	Lista (6)	A, D77-78, D81, D85-90, D93, D98-106
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D115	Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A, D80, D100, D101, D103
Eulo.	<i>Necremnus tidius</i>	A, D115		<i>Mucas domestica</i>	A, D102
				<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D79, D85-86, D88-89, D94, D98, D100, D102-103
CERDO 3. SOMBRA					
Fresco D 0 –61 (20/12/98-19/02/99)					
• DÍPTEROS					
Anth.	Lista (6)	A, D41, D60	Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D74-81, D85-106
Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A, D41, D59, D61		<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D81, D86, D89, D98, D102
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D10, D13, D14-17, D29, D32-37, D40-41, D46, D49-50, D54, D56-59, D61		<i>Lucilia sericata</i>	A, D78-81, D86-93, D95, D98-106
	<i>Lucilia sericata</i>	A, D61	Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D80, D86-88, D90-93, D98-D106
Hele.	<i>Suillia variegata</i>	A, D29		<i>Sarcophila</i> sp.	A, D98
	<i>Neoleria maritima</i>	A, D58, D60		<i>Sarcophaga tibialis</i>	A, D106
	<i>Neoleria flavicornis</i>	A, D44		<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D101, D104-105
Spha.	Lista (7)	A, D8, D31-33, D49-55	Piop.	Lista (10)	A, D74, D76, D80, D84-90, D93, D95, D98-106
	<i>Crumomyia glabrifrons</i>	A, D20	Hele.	<i>Suillia variegata</i>	A, D85
Dros.	<i>Drosophila immigrans</i>	A, D33	Spha.	Lista (7)	A, D79, D80-81, D84-90, D96, D98-99, D103-104
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D12	Fann.	<i>Fannia</i> sp.	A, D99-100
Scia.	<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D11, D13			
Tric.	<i>Trichoceridae</i> sp.	A, D20, D27			

Tabla 41 (continuación)

Scat.	<i>Scatopse notata</i>	A, D82, D86, D101		<i>Necrobia violacea</i>	A, D107, D110, D113-114
	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D82, D86, D101	Niti.	<i>Nitidula carnaria</i>	A, D107-115
Scia.	Lista (11)	A, D85, D87, D102	Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A
Ceci.	<i>Cecidomyiidae</i> sp.	D104		<i>Dermestes undulatus</i>	A, D114
● COLEÓPTEROS					
Stap.	Lista (8)	A, D79-82, D86, D86, D88-90, D99-106	Hist.	Lista (12)	A, D107, D109, D113
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D81-82, D86-88, D90, D93, D96, D99, D101, D103, D105	Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D107-108, DD110-113
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D99, D105-106	Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D109-110, D117
	<i>Necrobia violacea</i>	A, D80, D86-87, D89-90, D102-103, D105		<i>Catops coracinus</i>	A, D109-110, D117
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D74, D80, D84, D86-90, D93, D101, D102-105	Larvas		L, D107-D114, D116-119
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D74, D80, D84, D86-90, D93, D101, D102-105	Myce.	<i>Litargus ?</i> sp.	A, D110
Niti.	<i>Nitidula carnaria</i>	A, D78, D80-82, D84-90, D93-96, D98-103, D105-106	● HIMENÓPTEROS		
	<i>Nitidula bipunctata</i>	A, D96, D100-101	Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D109
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D79-82, D85-87, D90, D99-106	● ÁCAROS		
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D90, D100, D104	Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D108, D114, D119
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D81, D93		<i>Parasitus</i> sp.	A, D108, D114, D119
	<i>Catops coracinus</i>	A, D81, D93		<i>Arctoseius</i> sp.	A, D108, D114, D119
Larvas		L, D82, D85-90, D94-96, D98-106		<i>Ixodidae</i> sp.	A, D112
Hist.	Lista (12)	A, D80-82, D84, D90, D92, D99-105	CERDO 4. SOMBRA		
Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D80-81, D88-89, D92-95, D97, D100-106	Fresco D 0 –74 (20/12/98- 04/03/99)		
Anth.	<i>Leptaleus rodriguessi</i>	A, D80, D93, D100-101, D105	● DÍPTEROS		
Myce.	<i>Litargus ?</i> sp.	A, D86	Anth.	Lista (6)	A, D58, D60, D67
● HIMENÓPTEROS					
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D79, D85-89, D93-94, D99, D101-103, D105-106	Musc.	<i>Muscina</i> sp.	A, D4
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D101	Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D14, D17, D29, D32-40, D47-50, D54-55, D58-62, D65-74
Form.	Lista (9)	A, D81, D87	Spha.	Lista (7)	A, D14, D17, D31-33, D41, D49-55, D61, D63-64, D66, D68, D71-72
● ÁCAROS					
Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D82, D90, D102		<i>Crumomyia glabrifrons</i>	A, D4
	<i>Parasitus</i> sp.	A, D82, D90, D102	Dros.	<i>Drosophila busckii</i>	A, D61
	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D82, D90, D102	Phor.	<i>Phoridae</i> spp.	A, D31-32, D41, D49, D51, D58
Trom.	<i>Trombididae</i> sp.	A, D80-81, D89, D99, D106	Scia.	<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D8, D11
Descomposición avanzada D 107 – 120 (6/04- 19/04/99)					
● DÍPTEROS					
Anth.	Lista (6)	A, D107, D110 -115, D117, D119	Seps.	<i>Sepsis fulgens</i>	A, D67, D69
Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A, D108, D110-112, D115, D120	Tric.	<i>Trichoceridae</i> sp.	A, D40, D61
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D107	Psyc.	<i>Psychodidae</i> sp.	A, D8, D11-12
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A	Culi.	<i>Culex pipiens</i>	A, D28
	<i>Lucilia sericata</i>	A, D107-115, D119-D120	Chir.	<i>Bryophaeocladius ictericus</i>	A, D24, D32-34, D41, D44, D49-52, D54, D58
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D108-112, D114-115	Ceci.	<i>Cecidomyiidae</i> sp.	A, D58, D61
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D109, D113	● COLEÓPTEROS		
	<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D110, D115	Stap.	Lista (8)	A, D9, D13, D17, D19, D29, D38, D41, D47-49, D51, D54, D58-73
	<i>Sarcophaga jacobsoni</i>	A, D119		<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D69
Spha.	Lista (7)	A, D109-, 110, D117	Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D65, D67
Fann.	<i>Fannia</i> spp.	A, D109, D112	Cler.	<i>Necrobia violacea</i>	A, D71
Piop.	Lista (10)	A, D107-D111	Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D32, D34, D50
	<i>Piophilina casei</i>	A, D116		<i>Nitidula carnaria</i>	A, D62, D71
Scia.	Lista (11)	A, D113	Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D41, D48-49, D51, D58-59, D67, D69, D71
Ther.	(Therevidae) Larvas	L, D113, 115		<i>Catops coracinus</i>	A, D41, D48-49, D51, D58-59, D67, D69, D71
● COLEÓPTEROS					
Stap.	Lista (8)	A, D107-109, D110-111, D113, D115-117	Chry.	<i>Phyllotreta procerca</i>	A, D47
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D107-112, D115, D117, D119	● HIMENÓPTEROS		
			Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D50
				<i>Aspilota</i> sp.1	A, D8
				<i>Blacus (Blacus)</i> sp.	A, D8
				<i>Microctonus</i> sp.	A, D4
			Cyni.	<i>Figites</i> sp.	A, D58
			Form.	Lista (9)	A, D51, D66
			● SIPHONAPTERA		
			Puli.	<i>Steponia tripectinata tripectinata</i>	A, D60
				<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	A, D60
			● ÁCAROS		
			Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D14, D33, D49
				<i>Parasitus</i> sp.	A, D14, D33, D49
				<i>Arctoseius</i> sp.	A, D14, D33, D49
			Trom.	<i>Trombididae</i> sp.	A, D40, D51, D60

Tabla 41 (continuación)

Hinchado D 75 – 94 (5/03/99- 24/03/99)

● DIPTEROS

Anth.	<i>Delia platura</i>	A, D79, D85, D87
Musc.	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D82
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A, D76-81, D85-94
	<i>Calliphora vomitoria</i>	AD77, D81, D86, D89
	<i>Lucilia sericata</i>	A, 79, D86-88, D90-93
Piop.	Lista (10)	A, D77, D82, D86, D88-89, D92-93
Scat.	<i>Scatopse notata</i>	A, D71-72, D86, D94
	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D71-72, D86, D94
Spha.	Lista (7)	A, D78-88, D90, D92-93
Opom.	<i>Geomyza tripunctata</i>	A, D67
Scia.	Lista (11)	A, D65, D73
Ceci.	<i>Cecidomyiidae</i> sp.	A, D66, D69
Chir.	<i>Bryophaenocladus ictericus</i>	A, D62

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (8)	A, D78, D80-82, D87-94
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D80-82, D85-88, D90, D93
Cler.	<i>Necrobia violacea</i>	A, D80, D93
	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D81, D87
Hist.	Lista (12)	A, D81, D83-85
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D80-82, D84, D86-89, D94
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D80-82, D84, D86-89, D94
Niti.	<i>Nitidula carnaria</i>	A, D86-87, D89
	<i>Nitidula bipunctata</i>	A, D87
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D79-81, D93
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D93
	<i>Catops coracinus</i>	A, D93
	Larvas	L, 79, D80-82, D84, D86-90, D94
Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D76, D80-81, D86-94
Cara.	<i>Poecilus cupreus cantabricus</i>	A, D67
	<i>Eotachys bistriatus</i>	A, D68

● HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D86-90, D93-94
	<i>Blacus (Blacus)</i> sp.	A, D85

● SIPHONAPTERA

Puli.	<i>Steponia tripectinata tripectinata</i>	A, D66
	<i>Nosopsyllus fasciatus</i>	A, D66

● ÁCAROS

Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D80, D86
	<i>Parasitus</i> sp.	A, D80, D86
	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D80, D86
Trom.	<i>Trombidiidae</i> sp.	A, D63

Descomposición activa D 95 – 112 (25/03 - 11/04/99)

● DIPTEROS

Anth.	Lista (1)	A, D99, D101, D104, D105, D110-112
Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A, D80, D99, D100-108, D110-112
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D82, D85-86, D88-89, D93, D98, D100, D102-106, D107, D112
	<i>Hebecnema fumosa</i>	A, D103
Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A
	<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D98, D102
	<i>Lucilia sericata</i>	A, D98-112
	<i>Pollenia</i> sp.	A, D108
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D, 90, D99, D102-105, D109-112
	<i>Sarcophaga tibialis</i>	A, D106
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D109
	<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D101, D104, D105, D110-111
Piop.	Lista (10)	A, D96, D99-112
	<i>Prochyliza nigrimana</i>	A, D99
Hele.	<i>Neoleria flavicornis</i>	A, D84
Spha.	Lista (7)	A, D95-96, D102-108, D110-111

	<i>Spaherocera curvipes</i>	A, D111
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D105-107, D109, D100
	<i>Fannia</i> sp.	A, D100
	<i>Phoridae</i> spp.	A, D86, D90-92, D99-100, D103
Seps.	<i>Sepsis fulgens</i>	A, D86
Scat.	<i>Scatopse notata</i>	A, D104-107, D110
	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D104-107, D110
Scia.	Lista (11)	A, D110
Scat.	<i>Scatophaga stercolaria</i>	A, D80, D106

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (8)	A, D99-112
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D101-102, D105-107, D109-110
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D98, D101, D106-109, D111
	<i>Necrobia violacea</i>	A, D99, D105-111
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D101-105, D109
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D101-105, D109
Niti.	<i>Nitidula carnaria</i>	A, D101, D103-105, D107-108, D112
	<i>Nitidula bipunctata</i>	A, D87
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D99-112
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D104, D106-107, 113
	<i>Catops coracinus</i>	A, D104, D106-107, 113
	Larvas	L, D95-98, D100-105, D110-112
Hist.	Lista (12)	A, D100-102, D104-111
Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D95-96, D99 -112
Cara.	<i>Trechus quadristriatus</i>	A, D93
Anth.	<i>Formicomus pedestris</i>	A, D100
	<i>Leptaleus rodriguezii</i>	A, D108
Myce.	<i>Litargus ?</i> sp.	A, D100

● HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D95, D99-111
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D110
Plat.	<i>Platygasteridae</i> sp.	A, D109
Form.	Lista (11)	A, D100, D105-107, D109, D111

● ÁCAROS

Meso.	<i>Haemogamasus</i> sp.	A, D80, D103, D105-110
	<i>Parasitus</i> sp.	A, D80, D103, D105-110
	<i>Arctoseius</i> sp.	A, D80, D103, D105-110

Trom. *Trombidiidae* sp.

	<i>Ixodidae</i> sp.	A, D100
		A, D103-104, D109

Descomposición avanzada D 113 – 120 (12/04- 19/04/99)

● DIPTEROS

Call.	<i>Calliphora vicina</i>	A
	<i>Calliphora vomitoria</i>	A, D115
	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Pollenia</i> sp.	A, D114
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D119
Spha.	Lista (7)	A, D113, D117
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D115
Piop.	<i>Piophilina casei</i>	A, D113, D115-117
Scat.	<i>Scatopse notata</i>	A, D117
	<i>Coboldia fuscipes</i>	A, D117
Scia.	Lista (11)	A, D113, D116-117
Ther.	(Therevidae) Larvas	L, D109
Chir.	<i>Bryophaenocladus ictericus</i>	A, D116

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (8)	A, D113, D115, D117
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D113, D115-117, D119
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A
	Larvas	L, D113, D119
Scar.	<i>Aphodius (C.) granarius</i>	A, D113-117
Chol.	<i>Catops fuscus</i>	A, D113
	<i>Catops coracinus</i>	A, D113
	Larvas	L, D113-D117
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D113
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D113

● HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D115
-------	-------------------	---------

Tabla 41 (continuación)

● ÁCAROS

Meso. <i>Haemogamasus</i> sp.	A, D113-115
<i>Parasitus</i> sp.	A, D113-115
<i>Arctoseius</i> sp.	A, D113-115

Lista (1) Anthomyiidae: *Adia cinerella*, *Botanophila fugax*, *Anthomyia liturata*, *Anthomyia pluvialis*, *Delia platura*.

Lista (2) Formicidae: *Messor barbarus*, *Lasius grandis*, *Pheidole pallidula*, *Tapinoma ambiguum*, *Formica rufibarbis*.

Lista (3) Piophilidae: *Piophila casei*, *Prochyliza nigrimana*, *Stearibia nigriceps*.

Lista (4) Staphylinidae: *Aleochara (Heterochara) spissicornis*, *Aleochara (Coprochara) bipustulata*, *Atheta (s.str.) graminicola*, *Aleochara (s.str.) curtula*, *Aleochara (Isochara) moesta*, *Cordalia obscura*, *Atheta (Bessobia) oculata*, *Atheta (Bessobia) nigricornis*, *Aloconota gregaria*, *Atheta (Dimetrota) atramentaria*, *Atheta (s.str.) orphana*, *Amischa decipiens*, *Dinaraea angustula*, *Oxypoda (s.str.) longipes*, *Omalius rivulare*, *Omalius oxycanthae*, *Phloeonomus pusillus*, *Anotylus inustus*, *Platystethus cornutus*, *Platystethus spinosus*, *Mycetoporus solidicornis*, *Tachyporus nitidulus*, *Gyrohypnus fracticornis*, *Neobisnius cerruti*, *Philonthus (s.str.) pachycephalus*, *Philonthus (s.str.) discoideus*, *Pseudocypus (Fortunocypus) fortunatarum*, *Spatulonthus longicornis*

Lista (5) Histeridae: *Saprinus detersus*, *Saprinus caeruleus*, *Saprinus politus*, *Saprinus melas*, *Saprinus georgicus*, *Saprinus figuratus*, *Margarinotus (Ptomister) brunneus*, *Saprinus subnitescens*, *Atholus doudecimstriatus*, *Hister quadrimaculatus*.

Lista (6) Anthomyiidae: *Adia cinerella*, *Botanophila fugax*, *Anthomyia liturata*, *Anthomyia pluvialis*, *Delia platura*.

Lista (7) Spaheroceridae: *Coproica ferruginata*, *Coproica hirticula*, *Pullimosina heteroneura*, *Telomerina flavipes*, *Spelobia czizeki*, *Spelobia bifrons*.

Lista (8) Staphylinidae: *Aleochara (Heterochara) spissicornis*, *Aleochara (Coprochara) bipustulata*, *Atheta (s.str.) graminicola*, *Aleochara (s.str.) curtula*, *Aleochara (Isochara) moesta*, *Atheta (Bessobia) oculata*, *Atheta (Bessobia) nigricornis*, *Aloconota gregaria*, *Atheta (s.str.) pertyi*, *Atheta (Dimetrota) atramentaria*, *Amischa decipiens*, *Acrotona aterrima*, *Acrotona laticollis*, *Dinaraea angustula*, *Oxypoda (s.str.) longipes*, *Omalius rivulare*, *Omalius oxycanthae*, *Phloeonomus pusillus*, *Anotylus inustus*, *Platystethus spinosus*, *Platystethus nitens*, *Tachyporus nitidulus*, *Gabrieus nigrifolius*, *Philonthus (s.str.) pachycephalus*, *Philonthus (s.str.) jurgans*, *Spatulonthus longicornis*, *Xantholinus (Heterolinus) jarrigei*.

Lista (9) Formicidae: *Lasius grandis*, *Crematogaster scutellaris*, *Pheidole pallidula*, *Myrmica specioidea*.

Lista (10) Piophilidae: *Piophila casei*, *Prochyliza nigrimana*, *Stearibia nigriceps*.

Lista (11) Sciaridae: *Corynoptera semipedestrus*, *Lycoriella castanescens*, *Bradysia trivittata*.

Lista (12) Histeridae: *Saprinus detersus*, *Saprinus caeruleus*, *Saprinus politus*, *Saprinus melas*, *Saprinus figuratus*, *Margarinotus (Ptomister) brunneus*, *Margarinotus (Paralister) ignobilis*, *Carcinops pumilio*, *Atholus doudecimstriatus*.

D.6.3. Estudio de las larvas de los dípteros necrófagos

D.6.3.1. MUESTREO REALIZADO

Para el estudio de la esta estación se tomaron muestras de 10.975 larvas a las que hay que añadir las 562 larvas y 412 pupas que se manejaron en el estudio de cría controlada. En total se han utilizado 11.949 individuos. La actividad larvaria en general, dependiendo de la meteorología, se retrasó considerablemente, siendo el día 112º de la prueba el último en que se localizaron larvas (Tabla 42).

D.6.3.2. ESTUDIO DE MEDICIÓN

En este estudio se han utilizado 10.975 larvas.

D.6.3.3. ESTUDIO DE IDENTIFICACIÓN Y MONTAJE

En el estudio de identificación se han utilizado todas larvas medidas, es decir las 10.975, distribuidas tal y como se recoge en la tabla 43. Se han montado 7.163 larvas (tabla 44).

D.6.3.4. ESTUDIO DEL PROCESO DE CRÍA CONTROLADA

En total se criaron 562 larvas y 412 pupas (974 ejemplares), de los que emergieron 561 dípteros (ver resumen en tabla 55). Respecto a emergencias de himenópteros parasitoides, en tres larvas LIII y tres pupas criadas del género *Calliphora* aparecieron siete himenópteros del género *Alysia* sp. Y en el C1, de una muestra del día 97º de tres larvas y cuatro pupas, emergió un ejemplar de la familia Diapriidae, *Psilus* sp.

D.6.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en los cerdos al sol

D.6.4.1. ESTADO FRESCO

Las condiciones ambientales propias de la estación invernal, han influido notablemente en el proceso de descomposición, retrasándolo ya que las bajas temperaturas registradas produjeron incluso la congelación de los cerdos. En el caso del C2 (ubicado al sol) el ambiente previsto en el experimento se vio afectado pues en esta estación el ángulo de incidencia de los rayos solares proyectó la sombra de la vivienda próxima durante buena parte del día, de tal forma que hasta aproximadamente las 13 h 30' PM, no comenzó la insolación de los restos. Por este motivo, se presentan los resultados de los dos primeros estados de descomposición en cada cerdo por separado.

ESTADO FRESCO. CERDO 1

Duración: los primeros 33 días de la prueba. Las primeras puestas de huevos por parte de los dípteros no llegan hasta el día 8º, pero son muy pobres en número de huevos y siempre en lugares bastante protegidos del medio, dentro de la boca, entre las encías, dentro del pabellón auricular y entre los pliegues de los músculos cortados en la zona del cuello. Se suceden las puestas hasta el día 12º, en que aparece la primera larva LI en la boca, herida del cuello y la cabeza; el día 14º se muestra la primera larva LII en los mismos lugares (Tabla 46). La primera larva LIII de *C. vicina* se localiza en la

42C: Días 51-89

A: Ano. B: Boca. H : Puesta de huevos. HC: Herida cabeza. He: Herida. Or: Oreja. P: Piel. PD: Pata delantera. PT: Pata trasera.
(-): No hubo muestra.

Día	Cerdo 1 (C1)				Cerdo 2 (C2)				Cerdo 3 (C3)					Cerdo 4 (C4)				
	PD	H	A	PT	PD	B	Or	PT	PD	Or	H	A	PT	PD	HC	H	Or	PT
51			-				-				-	-	-			-	-	-
52			-				-				-	-	-			-	-	-
53			-				-				-	-	-			-	-	-
54			-				-				-	-	-			-	-	-
55			-				-				-	-	-			-	-	-
56			-				-				-	-	-			-	-	-
57			-				-				-	-	-			-	-	-
58			-				-				-	-	-			-	-	-
59			-				-				-	-	-			-	-	-
60			-				-				-	-	-		H	-	-	-
61			-				-				-	-	-		H	-	-	-
62			-				-				-	-	-		-	-	-	-
63			-				-				-	-	-		-	-	-	-
64			-				-				-	-	-		-	-	-	-
65			-				-				-	-	-		-	-	-	-
66			-				-				-	-	-		-	-	-	-
67			-				-				-	-	-		-	-	-	-
68			-				-				-	-	-		-	-	-	-
69			-				-				-	-	-		-	-	-	-
70			-				-				-	-	-		-	-	-	-
71			-				-				-	-	-		-	-	-	-
72			-				-				-	-	-		-	-	-	-
73			-				-				-	-	-		-	-	-	-
74			-				-				-	-	-		-	-	-	-
75			-				-				-	-	-		-	-	A	-
76			-				-				-	-	-		-	-	-	-
77			-				-				-	-	-		-	H	-	-
78			-				-				-	-	-		-	-	-	-
79			-				-				-	-	-		-	-	-	-
80			-				-				-	-	-		-	-	-	-
81			-				-				-	-	-		-	-	-	-
82			-				-				-	-	-		-	-	-	-
83			-				-				-	-	-		-	-	-	-
84			-				-				-	-	-		-	-	-	-
85			-				-				-	-	-		-	-	-	-
86		H	-				H	-			-	H	-		H	-	-	-
87			-				-				-	-	-		-	-	-	-
88			-				-				-	-	-		-	-	-	-
89			-				-				-	-	-		-	-	-	-

42D: Días 90-112

H : Puesta de huevos. ML: Masa de larvas general. (-): No hubo muestra.

Día	(C1)	(C2)	(C3)	(C4)
	ML	ML	ML	ML
90				
91				
92				
93				
94				
95				
96	H	H		H
97				
98				
99		H		H
100				
101				
102				
103				
104				
105				
106				
107	H	H		
108	-		-	
109	-		-	
110	-	-	-	
111	-	-	-	
112	-	-	-	H

Tabla 43. Número de larvas de *Calliphora* sp. identificadas de cada estadio larvario en la prueba de invierno según ambientes.

	Género <i>Calliphora</i>			Total
	L I	L II	L III	
SOL	1485	2497	2500	6482
SOMBRA	1241	1523	1729	4493
Total	2726	4020	4229	10975
		Total		10975

Tabla 44. Número de larvas de cada estadio larvario montadas en la prueba de invierno.

	Número de Larvas		
	L I	L II	L III
Cerdo 1	374	687	1223
Cerdo 2	466	703	694
Cerdo 3	480	490	627
Cerdo 4	302	488	629
Total	1622	2368	3173
		Total	7163

Tabla 45. Resultados de cría controlada. Invierno 98-99

Nº total Larvas (562) + Pupas (412) enterradas = 974
Nº total de dípteros aparecidos = 561
Porcentaje de éxito de emergencias = 57,59 %
Especies identificadas:
<i>Calliphora vicina</i> = 542 (96,61 %)
<i>Lucilia sericata</i> = 10 (1,78 %)
<i>Calliphora vomitoria</i> = 9 (1,6%)

boca del cerdo, el día 17º, con un tamaño máximo encontrado de 10 mm (Tabla 47). En la herida del cuello, el día 24º, se recoge la primera LIII de la que, puesta en cría controlada, emerge el primer adulto de esta especie.

Durante los 33 días que dura esta fase, se van completando ciclos larvarios en la parte de la cabeza hasta que ya no queda recurso por consumir y cesa la actividad. A la vez, la actividad larvaria se concentra en la zona del cuello y torácica, en el plexo solar izquierdo.

ESTADO FRESCO. CERDO 2

Sus dos primeras etapas de descomposición son más largas que en el C1; la primera dura 61 días. La situación en umbría junto con las bajas temperaturas hacen que se congele por la noche, descongelándose en parte por la tarde. Este estado de fluctuaciones térmicas permanece durante bastante tiempo.

En esta etapa hubo puestas de huevos de dípteros que se encontraron por vez primera el día 15º en la oreja, sucediéndose hasta el día 21º con puestas en el interior de la boca. Pero ninguna de ellas tuvo continuidad y las bajas temperaturas las hicieron fracasar. No obstante y por un día, el 25º, se localizan larvas LI dentro de la boca del cerdo, no volviéndose a encontrar larvas de este estado, también en la boca, hasta el día 32º. Las primeras larvas LII en este cerdo se capturan en el ano, el día 34º (Tabla 48). La escasa actividad larvaria se centra en la parte de la cabeza, llegando hasta el día 67º, último en el que se encuentran larvas LIII en la oreja. La primera larva LIII también se localiza en el ano, el día 40º (Tabla 49).

A partir del día 46º se empiezan a capturar larvas en las zonas donde se concentra toda la actividad larvaria, en el espacio que queda entre las patas delanteras y el pecho, referenciado en las tablas como patas delanteras (PD) o bien entre las patas traseras y la zona inguinal (referencia patas traseras PT), pero siempre en los lugares donde se tocan las superficies de la piel a resguardo de las inclemencias del tiempo. Llama la atención que en comparación con otras estaciones del año, en la zona del cuello, donde se hizo el corte, las puestas y desarrollos larvarios son muy pobres.

El día 43º se capturó para cría controlada una larva LIII de la que emergió la primera *C. vicina* adulta de este cerdo.

D.6.4.2. ESTADO HINCHADO

ESTADO HINCHADO. CERDO 1

Duración: hasta el día 69º de la prueba. En la tabla 50 se recoge la evolución del desarrollo larvario y las zonas donde se concentra la actividad. En toda esta etapa, en las zonas de PD y PT, se encuentran larvas LI, LII y LIII del género *Calliphora*. La mayor actividad larvaria concentrada en el tercio anterior hace que la temperatura de la masa de larvas se eleve considerablemente, alcanzando el día 41º en la parte de la cabeza (tomada a través de la boca) 15,7º C por encima de la temperatura del aire en el momento de la toma de muestras.

En el final de este estado, el día 68°, emergió la primera *C. vomitoria* en cría en el C1.

ESTADO HINCHADO. CERDO 2

Duración: hasta el día 83°. Casi coincidiendo con el final de este estado (tabla 51), se encuentran las últimas larvas LI, LII y LIII de *Calliphora* en las zonas denominadas PD y PT. Con la salida del gas acumulado y la entrada de las larvas en la cavidad torácica y abdominal se pasa a la siguiente etapa de descomposición.

El día 77° se ponen en cría controlada tres larvas LIII de *C. vicina* de las que emerge *Alysia* sp.

D.6.4.3. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

Los resultados se presentan conjuntamente para los dos cerdos expuestos al sol. En el C1 las larvas de los dípteros se alimentan como una masa general desde el día 70° hasta el 107°. En el C2, desde el día 84° hasta el 109°. Al final de este estado se equipara la duración del tiempo de descomposición, alcanzando el C2 al C1. Casi a la par se encuentran las últimas larvas LI, LII y LIII del género *Calliphora* en los dos cerdos (Tabla 52).

En esta fase se registran los incrementos más importantes de temperatura en el interior de la masa de larvas de los cerdos (Tabla 53). Si la comparamos con la temperatura ambiente *in situ*, se llega a la máxima diferencia de 17,3 °C, el día 100°, en la masa de larvas general del C1. Y de 17,5° C el día 107° también en la masa de larvas general del C2. Y si la comparamos con la temperatura media de la EMMJ las diferencias se elevan hasta 26,3° C en el C1 y hasta 28,4° C en C2, en los mismos días y sitios. La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 39,3 °C el día 100° en el C1 y de 47,5 °C, el día 107° en el C2 (Tabla 54).

En el C1, los días 70°, 71° y 82°, se colectaron tres pupas enterradas debajo del cerdo para cría controlada y de ellas emergieron tres *C. vomitoria*. Y de otra enterrada y muestreada el día 101°, emergió la única *L. sericata* en el C1, de toda la prueba. También en pupas recogidas los días 89° y 106° emergieron dos himenópteros parasitoides de la familia Braconidae *Alysia* sp.

En el inicio de este estado, para el C2, el día 89°, se puso una pupa en cría controlada de la que emergió la primera *C. vomitoria* de las tres que emergieron con muestras de este cerdo. La segunda fue una LIII capturada el día 105° cuando emigraba. En este cerdo han aparecido siete *L. sericata* de muestras colectadas en esta etapa, de larvas LIII muestreadas los días 89°, 90°, 92°, 93°, 94°, 101°. Y de una larva LIII puesta en cría el día 104° emergió el segundo y último (en este cerdo) himenóptero parasitoide *Alysia* sp.

D.6.4.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Duración: desde el día 108° en el C1 y 109° en el C2 hasta el que se ha tomado de forma arbitraria como final de la prueba (día 120°, 19/4/99). A esa fecha todavía existe recurso ya que quedan algunos restos de materia orgánica entre las pieles, huesos y cartílagos. El día 120° hacía 12 días que no había actividad larvaria en el C1 y 10 días en el C2.

Tabla 46. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C1. (-): No presente.

	Herida cabeza	Boca	Oreja
Primera LI	D12	D12	D15
Primera LII	D14	D14	D17
Primera LIII	D18	D17	-
Última LI	D22	D37	D21
Última LII	D36	D38	D21
Última LIII	D36	D38	-

Tabla 47. Datos de *Calliphora* sp. en C1

	Día	Tamaño máximo	Situación
Primera LI	12	2,3	Herida cabeza
Primera LII	14	5,5	Herida cuello
Primera LIII	17	10	Boca

Tabla 48. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C2. (-): No presente.

	Oreja	Boca	Herida cuello	Año
Primera LI	D37	D25, D32	-	D34
Primera LII	D37	D35	D39	D34
Primera LIII	D43	-	D46	D40
Última LI	D58	D36	-	D34
Última LII	D60	D38	D40	D34
Última LIII	D67	-	D47	D40

Tabla 49. Datos de *Calliphora* sp. en C2

	Día	Tamaño máximo	Situación
Primera LI	25	3	Boca
Primera LII	34	5,5	Año
Primera LIII	40	7,5	Año

Tabla 50. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C1. (-): No presente.

	Herida cuello	Patas delanteras	Patas traseras	Masa Larvaria
Primera LI	D12	D38	D37	D84
Primera LII	D14	D38	D37	D84
Primera LIII	D18	D40	D39	D84
Última LI	D41	D79	D82	D95
Última LII	D58	D80	D82	D104
Última LIII	D69	D82	D82	D107

Tabla 51. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C2. (-): No presente.

	Patas delanteras	Patas traseras	Masa Larvaria
Primera LI	D49	D46	D89
Primera LII	D50	D49	D89
Primera LIII	D59	D61	D89
Última LI	D77	D88	D100
Última LII	D88	D88	D105
Última LIII	D88	D88	D109

Tabla 52. Datos de *Calliphora* sp. en C1 y C2

	Día	Tamaño máximo	Situación
C1	Última LI	95	3,25 Masa Larvas
	Última LII	104	11 Masa Larvas
	Última LIII	107	14,5 Masa Larvas
C2	Última LI	100	2,25 Masa Larvas
	Última LII	105	7 Masa Larvas
	Última LIII	109	20 Masa Larvas

Tabla 53. Cuadro comparativo de temperaturas.

C1: Cerdo 1. **C2:** Cerdo 2. **D:** Día de la prueba. **A:** Ano. **B:** Boca. **H:** Herida. **Ma:** Masa abdominal. **Temp Ma:** Temperatura máxima de la masa de larvas. **Temp. med. EMMJ** = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C1	Temp Ma C2	Temp med. EMMJ	Día	Temp "in situ"	Temp Ma C1	Temp Ma C2	Temp med. EMMJ
D38	15	16,8 H	-	10,7	D74	12	17,8 B	16,5 B	7,2
D39	17	21,9 H	-	12,5	D75	11	19,4 B	17,8 B	6,5
D40	17,5	26,1 H	-	12,5	D76	11	20,6 B	15,3 B	5,5
D41	16,5	26,1H	-	7,8	D77	12	18,5 B	14,9 B	6,9
D42	10	18,5 H	-	1,9	D78	18,5	29,2 B	29 B	9,5
D43	6,5	16,5 H	-	-0,8	D79	20,5	29,7 B	29,3 B	11,7
D44	11	14,2 H	-	1,6	D80	22,5	29 B	29,9 B	14,2
D45	11	14 H	-	2,8	D81	22	26,4 B	26,6 B	15
D46	11	13,3 H	-	5,3	D82	13,5	13,5 B	10,8 H	11,9
D47	14	24,3 H	-	7,6	D83	10,5	10,8 Ma	12,3 H	10,5
D48	16,5	20,2 H	-	9,6	D84	11	12,2 Ma	14,9 H	10,2
D49	9	20,5 H	-	7,5	D85	13	13 Ma	26,6 H	11
D50	14	18,6 H	-	8	D86	20,5	26,2 Ma	32,7 H	12,7
D51	11	12,8 H	-	6,6	D87	20	24,5 Ma	32,1 H	12,8
D52	7	17,1 B	-	2,5	D88	19	31,5 Ma	24,2 H	11,8
D53	10	18,7 B	-	3,3	D89	20	26 Ma	24,5 H	10,7
D54	12	22,7 B	-	2,9	D90	19	28 Ma	28 H	10
D55	8,5	13,9 B	-	0,7	D91	17	24,1 Ma	24,6 Ma	9,7
D56	8	15,4 B	-	0,2	D92	17,5	23,7 B	26,2 H	10,7
D57	11	14,3 B	-	1,9	D93	19	26,5 H	29 Ma	9,1
D58	15	22 B	-	5,9	D94	14	19,8 A	18,2 Ma	10
D59	18	24,6 B	-	8,4	D95	17	21,1 A	23 Ma	10,6
D60	19	27,5 B	-	9,7	D96	12	20,3 B	18,7 Ma	8,5
D61	18	24,5 B	-	9,2	D97	13	16,7 B	16,8 Ma	7,8
D62	18	24,8 B	22,6 H	10,3	D98	18,5	23,6 B	31,2 Ma	9,6
D63	21,5	29,1 B	21,1 H	14,1	D99	19	31,2 B	34,1 Ma	10,8
D64	18	24,2 B	21,8 H	13,1	D100	22	39,2 Ma	37,3 Ma	12,9
D65	17	25,5 B	20,4 H	11	D101	24,5	34,5 B	34,4 Ma	14,2
D66	15	20,6 B	17,6 H	9,6	D102	24	32,6 B	34,4 Ma	13,4
D67	17	28,5 B	23,2 H	10,9	D103	21	32,8 B	33,3 Ma	14,3
D68	18,5	26,3 B	26,8 B	10	D104	27	36,4 B	38 Ma	16,2
D69	15	14,8 B	12,5 B	9,7	D105	26	37,3 B	38,4 Ma	16,3
D70	15	22,5 B	21,5 B	9,3	D106	28	37,3 Ma	41,5 Ma	17,8
D71	16	25,6 B	24,2 B	8,4	D107	30	36,5 A	47,5 Ma	19,1
D72	18	30,4 B	26,2 B	10	D108	20	-	28,6 A	14,4
D73	19	22,8 B	21,4 B	10	D109	24	-	36,5 A	13,4

Tabla 54. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días • :** Días con temperaturas de la **ML** por encima de la ambiente según la estación local. **PD=** Patas delanteras. **PT** = Patas traseras.

	CERDO 1							
	CABEZA	HERIDA	CUELLO	ML	ANO	PD	PT	
1ª Día toma de Temp.	14	2		70	80	52	48	
Último día toma Temp.	47	69		107	107	83	107	
Temp Máxima	32,2	26,1	20,6	39,3	32,6	36,5	30,4	37,3
DÍA Temp. Máxima	41	41	55	100	103	107	72	105
Temp • °C	15,7	9,6	12,1	17,3	11,6	6,5	12,4	11,3
Días •	17	33		22	22	31	44	
	D31-47	D31-69		D86-107	D86-10	D52-83	D60-107	

	CERDO 2								
	ML	HERIDA	CUELLO	ANO	PD	PT			
1ª Día toma de Temp.	91	2		34	68	74			
Último día toma Temp.	109	90		109	86	109			
Temp Máxima	47,5	32,7	32,1	34,5	28,6	29	29,9	36,4	28,2
DÍA Temp. Máxima	107	87	88	107	108	78	80	107	108
Temp • °C	17,5	12,7	13	4,5	8,6	10,5	7,4	6,4	8,2
Días •	19	28		7	16	30			
	D91-109	D68-90		D103-109	D68-86	D74-109			

En el C1 emerge en cría controlada la última *C. vomitoria* de una pupa capturada el día 110° y en el C2 de otra cogida el día 114°. Llama la atención que no nazcan más *L. sericata* en el C1; por contra en el C2, en total emergieron nueve; las dos que restan surgieron de larvas LIII que se capturaron en este estado de descomposición los días 111° y 117°.

D.6.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en sombra

De los cerdos expuestos a la sombra, como ya ocurrió en verano, el C3 recibió más radiación solar que el C4, por tener menos cobertura vegetal. Las bajas temperaturas ambientales hicieron que la zona de sombra fuese una isla de vegetación que ofreció refugio y alimento a pequeños mamíferos que aprovecharon el recurso expuestos para alimentarse. Las jaulas tienen un paso de malla de 1,3 cm, lo que no impidió que ratones de campo (*Apodemus sylvaticus*) y musarañas comunes (*Crocidura russula*) entraran a alimentarse. El día 8° fue el primero en que se comprobó la presencia por sus excrementos, lo que obligó a colocar cebos trampa junto a las jaulas al objeto de impedir que accedieran al interior de las jaulas; el último día que hubo constancia de su presencia fue el día 52°. Las zonas del cuello en el C4 y del lomo en el C3 fueron objeto de ataques de los intrusos, pero aunque fueron muchos los días que estuvieron presentes, no distorsionaron la prueba ya que el consumo de recurso fue muy reducido.

D.6.5.1. ESTADO FRESCO

Duración: En el C3 duró hasta el día 61° y en el C4 hasta el día 74°. El C4, gracias a la mayor cobertura vegetal, mantuvo temperaturas más bajas y el ejemplar se conservó en estado fresco durante más tiempo (de hecho, permaneció congelado durante bastantes días; el último día que se encontró en ese estado fue el 58°).

La sucesión de cambios es muy lenta y resulta difícil discernir el día exacto de cambio de etapa en las dos primeras fases de descomposición. Además en el C4 se desarrollaron hongos en la superficie de la piel y aberturas naturales.

Las primeras puestas de dípteros fueron realizadas por hembras de la especie *C. vicina*, igual que ocurrió en el C2, aprovechando la bonanza meteorológica del día 14° a 19°, durante la cual se sucedieron las puestas en la piel, herida del cuello y boca en ambos cerdos, aunque ninguna de ellas prosperó. No se encontró ninguna larva de díptero en el C3 hasta el día 30° (Tabla 55), fecha en que se localizaron las primeras del género *Calliphora* en LI; el día 31° siguieron las primeras larvas LII y el día 39°, las primeras larvas LIII de 9 mm (la de más longitud; Tabla 56), localizándose en la boca en todos los casos. En el C4 las puestas se reinician el día 32° y se encuentran las primeras larvas LI y LII el día 37° en la herida de la cabeza. Y en el mismo sitio, pero el día 44°, se localiza la primera larva LIII.

Igual que ocurrió en los cerdos expuestos al sol, la actividad larvaria se desplazó desde la zona de la cabeza hasta las zonas que hemos denominado patas delanteras

Tabla 55. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C3. (-): No presente.

	Oreja	Boca	Herida cuello	
C3	Primera LI	D32	D30	D34
	Primera LII	D54	D31	D42
	Primera LIII	D54	D39	D42
	Última LI	D38	D41	D34
	Última LII	D54	D45	D46
	Última LIII	D54	D47	D61

Tabla 56. Datos de *Calliphora* sp. en C3 y C4

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C3	Primera LI	30	4,5	Boca
	Primera LII	31	5,5	Boca
	Primera LIII	39	9	Boca
C4	Primera LI	37	3,75	Herida cabeza
	Primera LII	37	4	Herida cabeza
	Primera LIII	44	9,5	Herida cabeza

(PD) y patas traseras (PT), donde se concentró toda la actividad larvaria.

En el C3 y C4, de larvas LIII enterradas (días 44° y 55°), emergieron las primera *C. vicina*.

D.6.5.2. ESTADO HINCHADO

Duración: En el C3 hasta el día 73°. En el C4 todavía se alarga hasta el día 94°. Al igual que la hinchazón física de los cuerpos, la salida del gas también fue progresiva, gradual, debido a que la reducida invasión larvaria se concentró en la zonas PD y PT y no se produjo una ruptura brusca.

En esta fase, en el C3, se concentra la mayor actividad larvaria generadora de calor, alcanzando su máxima diferencia en comparación con las temperaturas ambientales de referencia. En la tabla 57 se presentan las diferentes temperaturas. La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 34,8 °C el día 105° en el C3 (Tabla 58). En este caso, excepcionalmente, es el estado de hinchazón el que alcanza la máxima diferencia de temperatura. Se produjeron dos grandes centros de actividad larvaria, el primero en la zona de la cabeza, con temperaturas máximas en la boca, el día 49° y el segundo en la herida del cuello, el día 72°, un día antes de que se deshinchara el cerdo.

Como se representa en la tabla 59, en el C4, en esta fase es cuando se consume todo el recurso periférico, concentrándose a partir del día 88° en la parte centro-abdominal del cerdo.

D.6.5.3. DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

En el C3 esta etapa se inicia el día 74° y dura hasta el día 106°; en el C4 se inicia el día 95° y acaba el día 112°. Al igual que ocurrió con los expuestos al sol, al final de este estado los cerdos C3 y C4 se encuentran con escasas diferencias de duración en el tiempo.

La piel de los cerdos ha hecho de capa protectora bajo la cual las larvas se han alimentado a resguardo de las inclemencias del tiempo. La toma de muestras en algunos momentos, al final sobretodo, ha sido dificultosa pues capas de tejidos junto a huesos y cartílagos no consumidos servían de escondite a las larvas.

Tabla 57. Cuadro comparativo de temperaturas.

C3: Cerdo 3. **C4:** Cerdo 4. **D:** Día de la prueba. **A:** Año. **B:** Boca. **H:** Herida. **Ma:** Masa abdominal. **PD:** pata delantera. **Temp Ma:** Temperatura máxima de la masa de larvas. **Temp. med. EMMJ** = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. **(-):** Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C3	Temp Ma C4	Temp med. EMMJ	Día	Temp "in situ"	Temp Ma C3	Temp Ma C4	Temp med. EMMJ
D47	11	20,7 Ma	-	7,6	D80	26	30,4 Ma	25,4 H	14,2
D48	17	22,3 Ma	-	9,6	D81	18	26,5 Ma	24,2 H	15
D49	9,5	20,6 Ma	-	7,5	D82	12	17 Ma	15,2 H	11,9
D50	13,5	21,1 Ma	-	8	D83	9	11,3 Ma	12,2 H	10,5
D51	10	14,3 Ma	-	6,6	D84	10	13,3 Ma	12,5 H	10,2
D52	5,5	10,8 Ma	-	2,5	D85	13	15,5 Ma	14,3 H	11
D53	10	12 Ma	-	3,3	D86	20	26,4 Ma	23,4 H	12,7
D54	14	14,9 Ma	-	2,9	D87	22	25,2 Ma	26,4 H	12,8
D55	12	13,8 Ma	-	0,7	D88	20	29,3 Ma	26,5 H	11,8
D56	12,5	11,6 H	-	0,2	D89	20,5	25,1 Ma	24,4 H	10,7
D57	11	11,1 H	-	1,9	D90	21	27,9 Ma	25,7 H	10
D58	16	19,6 H	-	5,9	D91	21	22,9 Ma	21,3 PD	9,7
D59	18	24,8 H	-	8,4	D92	18,5	28,5 A	26,2 PD	10,7
D60	19	26,5 H	-	9,7	D93	21	27,9 Ma	26,6 PD	9,1
D61	18	21,4 H	-	9,2	D94	11	17,9 PD	16,7 PD	10
D62	19	22,9 H	-	10,3	D95	14	20,2 Ma	21,4 PD	10,6
D63	23	27,8 H	-	14,1	D96	13	19,5 A	17,4 PD	8,5
D64	17	23 H	-	13,1	D97	9	18,4 Ma	17,5 Ma	7,8
D65	16	24,3 H	-	11	D98	20	23 Ma	27,3 PD	9,6
D66	14,5	19,5 H	-	9,6	D99	23	30,6 PD	24,4 Ma	10,8
D67	18	25,4 H	-	10,9	D100	26	30,6 PD	27,5 Ma	12,9
D68	18	25,8 H	-	10	D101	26	32,5 PD	30,6 Ma	14,2
D69	15	17,6 H	-	9,7	D102	25	31,1 Ma	28,3 PD	13,4
D70	18	27,8 PD	-	9,3	D103	25	31,2 Ma	21,1 Ma	14,3
D71	17	29 H	-	8,4	D104	29	37,3 PD	28,4 PD	16,2
D72	21	32,1 H	-	10	D105	27	34,8 A	31,1 PD	16,3
D73	19	28,2 H	-	10	D106	29	40 PD	31,7 Ma	17,8
D74	12,5	19,4 Ma	-	7,2	D107	29,5	-	33 PD	19,1
D75	12	20,9 Ma	13,4 H	6,5	D108	22	-	28,7 Ma	14,4
D76	8,5	19,1 Ma	12,6 H	5,5	D109	19	-	30,5 Ma	13,4
D77	9	19 Ma	11,7 H	6,9	D110	22	-	28,9 Ma	12,3
D78	18	29 Ma	19 H	9,5	D111	27	-	25,2 Ma	12,7
D79	20	29,6 Ma	21,7 H	11,7	D112	23	-	30,6 Ma	13,9

Tabla 58. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días •** : Días con temperaturas de la **ML** por encima de la ambiente según la estación local. **HC=** Herida cuello. **PD=** Patas delanteras. **PT =** Patas traseras.

	CERDO 3								
	HC	BOCA	MASA LARVAS	AÑO	PD	PT			
1ª Día toma de Temp.	2	37	74	71	67	78			
Último día toma Temp.	73	55	106	106	70	106			
Temp Máxima	32,1	22,3	20,6	27,9	33,2	28,5	34,8	27,8	26,5
DÍA Temp. Máxima	72	48	49	92	106	92	105	70	88
Temp • °C	11,1	5,3	11,1	9,4	4,2	10	7,8	9,8	6,5
Días •	19	15	33	36	3	26			
	D55-73	D37-42, D47-55	D74-106	D71-106	D67-70	D80-106			

Tabla 59. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C4. (-): No presente.

	Herida cabeza	Herida cuello	Año	Patatas delanteras	Patatas traseras	Masa larvas
Primera LI	D37	D69	D76	D64	D68	D88
Primera LII	D37	D50	D76	D54	D68	D88
Primera LIII	D44	D69	D80	D67	D74	D88
Última LI	D37	D85	D83	D86	D88	D100
Última LII	D54	D85	D83	D87	D88	D108
Última LIII	D63	D85	D83	D87	D88	D112

Tabla 60. Días de presencia (D) de las primeras y últimas larvas del género *Calliphora* en C3. (-): No presente.

	Patatas delanteras	Patatas traseras	Masa larvas
Primera LI	D48	D63	D95
Primera LII	D48	D64	D84
Primera LIII	D48	D66	D84
Última LI	D82	D82	D98
Última LII	D83	D83	D106
Última LIII	D83	D83	D106

Tabla 61. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días • :** Días con temperaturas de la **ML** por encima de la ambiente según la estación local. **PD=** Patas delanteras. **PT =** Patas traseras.

	CERDO 4									
	HERIDA	MASA LARVAS			ANO	PATAS DELANTERAS		PATAS TRASERAS		
1ª Día toma de Temp.	2	91			76	91		104		
Último día toma Temp.	90	112			112	105		112		
Temp Máxima	26,5	31,7	30,5	32,7	28,6	26,2	30,4	33	26,7	
DÍA Temp. Máxima	88	106	109	107	108	92	105	107	109	
Temp • °C	6,5	2,7	11,5	2,7	6,6	7,7	3,5	3,5	7,7	
Días •	16	19			8	13		8		
	D75-90	D92-112			D105-112	D91-105		D104-112		

A partir del día 83°, se consideró que ya no se podían diferenciar las zonas anatómicas del C3; por este motivo se referencian las capturas como ML (Tabla 60).

En el C3, de una muestra tomada el día 83°, emergió la única *C. vomitoria* de toda la zona de sombra. Los restantes ocho ejemplares de esta especie corresponden a lechones expuestos al sol.

En el C4 es ésta la fase de mayor actividad larvaria generadora de calor, alcanzando su máxima diferencia en comparación con las temperaturas ambientales de referencia. En la tabla 57 se comparan los datos térmicos. La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 32,7 °C, el día 107° en el C4 (Tabla 61).

A pesar de la presencia casi continua de himenópteros parasitoides de la familia Braconidae *Alysia* sp. sólo emergieron dos ejemplares de las muestras puestas

en cría controlada, del C3, en una pupa colectada el día 108° y del C4, de una larva LIII del día 103°.

D.6.5.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

El experimento se considera finalizado el día 120°. En el C3, se encuentra la última larva alimentándose el día 106° de la prueba y en el C4 el día 112°. Así, al cumplirse el plazo, en el C3 hacía 14 días que no había actividad y en el C4, 8 días.

En cuanto a dípteros de la familia Sarcophagidae, pese a ser observados como adultos con relativa frecuencia en los restos, no se han identificado larvas alimentándose. Se han colectado larvas de dípteros de la familia Therevidae, las cuales se alimentan de otras larvas de insectos.

D.7. Resultados en primavera 99. (23/05/99-22/06/99)

D.7.1. Duración de los estados de descomposición

En esta estación la aparición de hinchazón abdominal tan solo aceleró la velocidad de descomposición en C2 (Tabla 62). El estado de descomposición que más ha durado fue el de descomposición avanzada, precisamente en ese C2.

D.7.2. Sucesión de artrópodos

Se han identificado en los cerdos expuestos al sol, 73 taxones diferentes en el C1 y 63 en el C2; en los situados en ambiente de sombra, 86 taxones en el C3 y 90 en el C4 (Tabla 63). Una vez más la zona de sombra tuvo más especies y como de costumbre han sido especies en

su mayor parte ligadas a la materia orgánica en descomposición, pero no estrictamente necrófagas. Los representantes de la familia Staphylinidae son los más numerosos, con 20 especies en la sombra seguidos de 13 especies encontradas en la zona de sol de la familia Histeridae, una de las cuales ha resultado ser nueva para la ciencia, *Pholioxenus castilloi* Yélamos, 2002.

Tabla 62. Duración de cada estado de descomposición para cada cerdo en primavera. D = Día de la prueba.

	Fresco	Hinchado	Descomp. Activa	Descomp. Avanzada
C1	D0-1	D2-6	D7-19	D20-30
C2	D0 (1h)	D0-4	D5-8	D9-30
C3	D0-1	D2-7	D8-15	D16-30
C4	D0 (1h)	D0-10	D11-28	D29-30

Tabla 63. Estados de descomposición y relación de taxones identificados en la prueba de primavera.

A: Adulto. L: Larva. En ambos casos si no se señalan los días que se han capturado, expresa que estuvo presente durante todos los días que duró el estado de descomposición. D: Día/s de la prueba en que fue colectado.

CERDO 1. SOL

Fresco D 0 – 1 (23-24/05/99)

• DÍPTEROS

Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D0
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Muscina stabulans</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Calliphora</i> sp.	A, D0
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D1
	<i>Pollenia</i> sp.	A, D1
Sarc.	<i>Sarcophaga crassipalpis</i>	A, D0
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D1

• COLEÓPTEROS

Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D1
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D1

Hinchado D 2 – 6 (25-29/05/99)

• DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D2, D4-5
	<i>Muscina stabulans</i>	A
	<i>Hydrotaea anaescens</i>	A
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D6
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D4-6
Sarc.	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D2-3, D5
	<i>Sarcophaga tibialis</i>	A, D6
	<i>Ravinia pernix</i>	A, D4
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D4
	<i>Fannia scalaris</i>	A, D6
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D5-6
Spha.	Lista (1)	A, D3-6
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D2-3, D5-6
Scat.	<i>Scatopsidae</i> sp.	A, D6

• COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (2)	A
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D4-D6
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D4
Hist.	Lista (3)	A
Niti.	<i>Carpophilus freemani</i>	A, D5
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D6
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D3-4
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D2, D4-6
Scar.	<i>Onthophagus (P.) ruficapillus</i>	A, D5-6
Anth.	<i>Leptaleus rodriguessi</i>	A, D3

• HIMENÓPTEROS

Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D4-5
Form.	Lista (4)	A, D2
• ÁCAROS		A, D3

Descomposición activa D 7 – 19 (30/05-20/06/99)

• DÍPTEROS

Anth.	<i>Anthomyiidae</i> spp.	A, D10, D13
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D7-10, D13-19
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D7-19
	<i>Hydrotaea aenescens</i>	A, D7-8, D10, D12, D15-16, D18-19
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D8, D10, D12-14, D17
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Lucilia silvarum</i>	A, D10
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D8-9, D11, D13, D15-18
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D13, D15
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D7-8, D17-18
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D12-13, D15
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D7-8, D13, D15
	<i>Fannia scalaris</i>	A, D13
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D7-13, D16, D19
	<i>Stearibia nigriceps</i>	A, D10
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D7, D9-13, D16-19
Spha.	Lista (1)	A, D8-10, D12-14
Dros.	<i>Drosophilidae</i> sp.	A, D10
Cera.	<i>Ceratopogonidae</i> sp.	A, D6

• COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (2)	A, D7-18
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D7-18
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D7-19
	<i>Necrobia violacea</i>	A, D7
	<i>Necrobia rufficollis</i>	A, D9
Hist.	Lista (3)	A, D7-19
	Larvas	L, D11-13, D17-18
Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D7-9, D12-13, D17
	Larvas	L, D18, D20-21
Niti.	<i>Carpophilus freemani</i>	A, D7-8
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D7-19
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D9
	Larvas	L, D10, D12-13, D15-19

• HIMENÓPTEROS

Proc.	<i>Ceraphronidae</i> sp.	A, D12
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D17
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D7-D9, D15-16
Form.	Lista (4)	A, D8, D10

• ÁCAROS

• PSEUDOESCORPIONES		A, D8-9, D12
Cher.	<i>Lamprochernes nodosus</i>	A, D7

Tabla 63 (continuación)

Descomposición Avanzada D 20 – 30 (21-22/06/99)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D22-24, D26-28
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D21
	<i>Hydrotaea aenescens</i>	A, D20-22
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D20, D23-24, D26, D28
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D22, D26
Spha.	Lista (1)	A, D29
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D21-22, D24, D26, D28-30

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (2)	A, D22, D25-26
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D20, D22, D24-28
Derm.	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D22, D24, D27
	<i>Dermestes frischii</i>	A, D20-30
	Larvas	L, D21-30
Silp.	Larvas	L, D20-21
Hist.	Lista (3)	A, D20-24, D26-27
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D22

● HIMENÓPTEROS

Form.	Lista (4)	A, D25
-------	-----------	--------

CERDO 2. SOL**Fresco D 0 (1h) (23/05/99)**

● DÍPTEROS

Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A

Hinchado D 0 – 4 (23-27/05/99)

● DÍPTEROS

Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D2
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D0-3
	<i>Hydrotaea anaescens</i>	A, D4
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A
	<i>Sarcophaga argyrostoma</i>	A, D2
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D3
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D4
Hybo.	<i>Hybotidae</i> sp.	A, D1
Chlo.	<i>Chloropidae</i> sp.	A, D2
Spha.	Lista (1)	A, D2-4
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D2-3

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (2)	A, D2, D4
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D4
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D2-3
Hist.	Lista (3)	A, D2-4
Niti.	<i>Carpophilus freemani</i>	A, D3
Derm.	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D3-4
Cara.	<i>Trechus quadristriatus</i>	A, D4

● HIMENÓPTEROS

Form.	Lista (4)	A, D2, D4
-------	-----------	-----------

● ÁCAROS

A, D3

Descomposición activa D 5 – 8 (28 -31/05/99)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D5-6
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D5-7
	<i>Hydrotaea aenescens</i>	A, D5-6
	<i>Hebecnema fumosa</i>	A, D6
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D5-6
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D5
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D6
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D6
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D6-7
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D5-7
Spha.	Lista (1)	A, D5-7
Hybo.	<i>Hybotidae</i> sp.	A, D8

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (2)	A
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D6-7
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D5-8
Hist.	Lista (3)	A

Silp.	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D5-6
Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D7-8
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D5-8
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D5
Colo.	<i>Colonidae</i> sp.	A, D6-7
Scar.	<i>Onthophagus (P.) ruficapillus</i>	A, D7
Hydr.	<i>Cercyon haemorrhoidalis</i>	A, D6
Tene.	<i>Scaurus punctatus</i>	A, D8
Chry.	<i>Gastroidea polygoni</i>	A, D6

● HIMENÓPTEROS

Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D8
Form.	Lista (4)	A, D7-8

● ÁCAROS

A, D7-8

Descomposición avanzada D 9 – 30 (1 - 22/06/99)

● DÍPTEROS

Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D15-17, D19
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D9, D11
Spha.	Lista (1)	A, D11
Taba.	<i>Tabanidae</i> sp.	A, D11
Ther.	<i>Therevidae</i> sp.	A, D11
Hybo.	<i>Hybotidae</i> sp.	A, D10

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (2)	A, D10-11, D15, D17
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D9
Derm.	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D10
	<i>Dermestes frischii</i>	A, D9-12, D17
Hist.	Lista (3)	A, D9-10
	Larvas	L, D11-13

● ÁCAROS

A, D9-10

CERDO 3. SOMBRA**Fresco D 0 - 1 (23-24/05/99)**

● DÍPTEROS

Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D1
Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Lucilia silvarum</i>	A
	<i>Calliphora vicina</i>	A
Sarc.	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D0
Spha.	Lista (5)	A
Hybo.	<i>Hybotidae</i> sp.	A, D1

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (6)	A
Derm.	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D1

● ÁCAROS

A, D0

Hinchado D2– 7 (25 - 30/05/99)

● DÍPTEROS

Anth.	<i>Anthomyiidae</i> spp.	A, D2-3, D5
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D3, D5, D7
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D4-7
	<i>Muscina levida</i>	A, D5
	<i>Hydrotaea anaescens</i>	A, D5-7
	<i>Hydrotaea leucostoma</i>	A, D6-7
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D3, D5
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D4-7
	<i>Pollenia</i> sp.	A, D3-4
	<i>Melinda viridicyanea</i>	A, D3-4
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D2-7
	<i>Sarcophaga hirticrus</i>	A, D2
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D5
	<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D5
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D2
	<i>Fannia</i> sp.	A, D3
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D3
Spha.	Lista (5)	A, D2, D4-7
Phor.	<i>Phoridae</i> spp.	A, D2, D6
Scia.	<i>Lycoriella castanescens</i>	A, D4
Hybo.	<i>Hybotidae</i> spp.	A, D7
Cera.	<i>Ceratopogonidae</i> sp.	A, D7

● COLEÓPTEROS

Stap.	Lista (6)	A
-------	-----------	---

Tabla 63 (continuación)

	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D6-7			
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D7		• COLEÓPTEROS	
Hist.	Lista (8)	A	Stap.	Lista (6)	A, D16-19, D20, D27
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D6-7		<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D22
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D2-4, D6	Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D19
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D3-7	Derm.	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D18, D22, D24
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D3-7		<i>Dermestes frischii</i>	A, D17, D19-20
Scar.	<i>Onthophagus (P.) ruficapillus</i>	A, D2		Larvas	L, D17-20, D22, D24-27
Cara.	<i>Princidium bipunctatum</i>	A, D2, D5, D7	Cara.	<i>Princidium bipunctatum</i>	A, D19
	<i>Licinus granutatus</i>	A, D3		<i>Microlestes negrita</i>	A, D20
	<i>Ditomus capito</i>	A, D9	Hist.	Lista (8)	A, D16, D22-23
Anth.	<i>Formicomus pedestris</i>	A, D3		Larvas	L, D17-18
	• HIMENÓPTEROS		Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D16
Brac.	<i>Braconidae</i> sp.	A, D2		<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D16
	<i>Alysia</i> sp.	A, D2, D7		Larvas	L, D16
Pter.	<i>Pteromalus</i> sp.	A, D7		• HIMENÓPTEROS	
Form.	Lista (7)	A, D2, D4	Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D16-19, D22-23
	• ÁCAROS	A, D2, D7	Form.	Lista (7)	A, D18, D23
	<i>Ixodidae</i> sp.	A, D6		• ÁCAROS	A, D16
Descomposición activa D 8 – 15 (31/05-7/06/99)					
	• DÍPTEROS			CERDO 4. SOMBRA	
Anth.	<i>Delia platura</i>	A, D10		Fresco D 0 (1h.) (23/05/99)	
	<i>Anthomya pluvialis</i>	A, D12		• DÍPTEROS	
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D8-9	Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A
	<i>Muscina assimilis</i>	A, D13	Musc.	<i>Muscina stabulans</i>	A
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D8, D14-15	Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Hydrotaea aenescens</i>	A, D8-10		<i>Calliphora vicina</i>	A
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A	Sarc.	<i>Sarcophaga melanura</i>	A
	<i>Lucilia silvarum</i>	A, D11, D13-15		Spha. Lista (5)	A
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D8-9, D12		• COLEÓPTEROS	
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D9-12	Stap.	Lista (6)	A
	<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D8, D10-11		• ÁCAROS	A
	<i>Sarcophaga siciliana</i>	A, D12		Hinchado D 0 – 10 (23/05-2/06/99)	
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D7-14		• DÍPTEROS	
	<i>Stearibia nigriceps</i>	A, D7-14	Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D2, D5
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D8	Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D7-9
Spha.	Lista (5)	A		<i>Muscina stabulans</i>	A, D0-2, D4-7, D9-10
Ther.	<i>Therevidae</i> sp.	A, D14		<i>Muscina</i> sp.	A, D4
Asil.	<i>Asilidae</i> sp.	A, D14		<i>Hydrotaea anaescens</i>	A, D6-10
	• COLEÓPTEROS			<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D10
Stap.	Lista (6)	A, D8-14	Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A		<i>Lucilia silvarum</i>	A, D2
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D8-10, D12-13, D15		<i>Calliphora vicina</i>	A, D1, D3-6
Hist.	Lista (8)	A, D8-14		<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D4, D7, D9-10
	Larvas	L, D13-4		<i>Melinda viridicyanea</i>	A, D1
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A	Sarc.	<i>Ravina penix</i>	A, D4
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A		<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D1-3, D10
	Larvas	L, D14-15		<i>Sarcophaga hirticrus</i>	A, D5
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D8-13, D15		<i>Sarcophaga anaces</i>	A, D7
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D10-11		<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D7
	Larvas	L, D12-13, D15		<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D7
Elat.	<i>Cidnopus pilosus?</i>	A, D10		<i>Sarcophaga tibialis</i>	A, D7
	• HIMENÓPTEROS		Fann.	<i>Fannia leucosticta</i>	A, D8
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D10, D14	Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D8-10
Diap.	<i>Trichopia</i> sp.	A, D14		<i>Stearibia nigriceps</i>	A, D8-10
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D13	Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D7
Ichn.	<i>Diplazon varicoxa</i>	A, D10	Seps.	<i>Sepsis fulgens</i>	A, D2
Form.	Lista (7)	A, D8, D13-14	Spha.	Lista (5)	A
	• ÁCAROS	A, D9	Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D4, D5, D7
	<i>Ixodidae</i> sp.	A, D13	Hybo.	<i>Hybotidae</i> sp.	A, D4, D6, D9
	Descomposición avanzada D 16 – 30 (8-22/06/99)		Cera.	<i>Ceratopogonidae</i> sp.	A, D6
	• DÍPTEROS		Taba.	<i>Tabanidae</i> sp.	A, D3
Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D18		• COLEÓPTEROS	
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D16-17, D19	Stap.	Lista (6)	A
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D17		<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D6-10
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A, D16-18	Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D7-10
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D23, D26		<i>Necrobia violacea</i>	A, D7, D10
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D16-20, D25-26		<i>Necrobia rufficollis</i>	A, D7
Piop.	<i>Piophilidae</i> sp.	A, D16, D18	Hist.	Lista (8)	A, D6-10
	<i>Stearibia nigriceps</i>	A, D16, D18	Niti.	<i>Nitidula flavomaculata</i>	A, D9
Spha.	Lista (5)	A, D16-19, D21-22		<i>Soronia punctatissima</i>	A, D7
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D19	Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D8-10
				<i>Dermestes undulatus</i>	A, D4-9
			Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D5-10

Tabla 63 (continuación)

	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D5-10		<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D16-17, D20-21,
	Larvas	L, D8, D10			D23-24, D26, D28
Scar.	<i>Valgus hemipterus</i>	A, D7		<i>Asaphes vulgaris</i>	A, D18
Cara.	<i>Principidium bipunctatum</i>	A, D1, D7-9	Ichn.	<i>Campoletis</i> sp. 1	A, D25
Anth.	<i>Formicomus pedestris</i>	A, D9		<i>Cryptinae</i> sp. 4	A, D25
Colo.	<i>Colonidae</i> sp.	A, D10	Mega.	<i>Megaspilidae</i> sp.	A, D17
● HIMENÓPTEROS			Form.	Lista (7)	A, D11, D13-14, D18-19,
Brac.	<i>Aphaereta</i> sp.	A, D4			D22
Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D9-10	● ÁCAROS		A, D12
Ichn.	<i>Orthocentrinae</i> sp. 1	A, D3		<i>Ixodidae</i> sp.	A, D12, D23
Proc.	<i>Phaenoserphus</i> sp.	A, D3	Descomposición avanzada D 29 – 30 (21-22/06/99)		
Sphe.	<i>Trypoxylon</i> sp.	A, D3	● DIPTEROS		
Form.	Lista (7)	A, D1, D4-6, D8	Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D30
● ÁCAROS		A, D1-2, D4, D6-10		<i>Muscina stabulans</i>	A, D30
	<i>Ixodidae</i> sp.	A, D5	Call.	<i>Lucilia sericata</i>	A
Descomposición activa D 11 – 28 (3-20/06/99)			Sarc.	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D30
● DIPTEROS			Piop.	<i>Piophilidae casei</i>	A, D30
Anth.	<i>Anthomyiidae</i> sp.	A, D23, D26		<i>Stearibia nigriceps</i>	A, D30
Musc.	<i>Musca domestica</i>	A, D11-12, D16-17, D19,	Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D30
		D27	Fann.	<i>Fannia</i> spp.	A, D20-26
	<i>Muscina stabulans</i>	A, D12, D15, D17,	● COLEÓPTEROS		
		D19-21, D23-24, D27	Stap.	Lista (6)	A, D30
	<i>Hydrotaea aenescens</i>	A, D11, D13, D18, D20,		<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D29
		D22, D24-25	Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D29
	<i>Hydrotaea ignava</i>	A, D15-17, D21, D23-24		<i>Necrobia rufficolis</i>	A, D29
Call.	<i>Lucilia sericata</i>	AD11-24, D27-28	Derm.	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D30
	<i>Chrysomya albiceps</i>	A, D12, D16, D18-21, D23		<i>Dermestes frischii</i>	A
	<i>Calliphora vicina</i>	A, D13, D22-23		Larvas	L
	<i>Melinda viridicyanea</i>	A, D17	Niti.	<i>Carpophilus freemani</i>	A, D22
Sarc.	<i>Sarcophaga</i> sp.	A, D11-12, D16, D19,	Hist.	Lista (8)	A, D17-19, D21-22,
		D23-24			D24-26, D28
	<i>Sarcophaga melanura</i>	A, D12	● HIMENÓPTEROS		
	<i>Sarcophaga lehmanni</i>	A, D23	Pter.	<i>Nasonia vitripennis</i>	A, D30
Fann.	<i>Fannia canicularis</i>	A, D16	Lista (1) Spaheroceridae: <i>Coproica vagans</i> , <i>Coproica hirticula</i> , <i>Pullimosina heteroneura</i> , <i>Meoneura exigua</i> , <i>Meoneura prima</i> .		
	<i>Fannia leucosticta</i>	A, D13, D17	Lista (2) Staphylinidae: <i>Philonthus discoideus</i> , <i>Spatulonthus</i> <i>longicornius</i> , <i>Philonthus pachycephalus</i> , <i>Platystethus nitens</i> , <i>Aleochara</i> (<i>Coprochara</i>) <i>bipustulata</i> , <i>Aleochara</i> (<i>Aleochara</i>) <i>curtula</i> , <i>Aleochara</i> (<i>Isochara</i>) <i>moesta</i> , <i>Aleochara</i> (<i>Heterochara</i>) <i>spissicornis</i> .		
Piop.	<i>Piophilidae casei</i>	A	Lista (3) Histeridae: <i>Saprinus caeruleus</i> , <i>Saprinus subnites-</i> <i>cens</i> , <i>Saprinus detersus</i> , <i>Saprinus tenuistrius sparsutus</i> , <i>Saprinus georgicus</i> , <i>Saprinus melas</i> , <i>Saprinus politus</i> , <i>Saprinus</i> <i>(Phaonius) pharao</i> , <i>Carcinops pumilio</i> , <i>Hypocacculus</i> (<i>s.str.</i>) <i>metallescens</i> , <i>Euspilolus</i> (<i>Neosaprinus</i>) <i>perrisi</i> , <i>Saprinus</i> <i>lugens</i> , <i>Pholioxenus castilloi</i> .		
	<i>Stearibia nigriceps</i>	A	Lista (4) Formicidae: <i>Lasius grandis</i> , <i>Crematogaster scutella-</i> <i>ris</i> , <i>Pheidole pallidula</i> , <i>Tetramorium semilaeve</i> , <i>Formica</i> <i>rufibarbis</i> .		
Ulid.	<i>Physiphora demandata</i>	A, D17	Lista (5) Spaheroceridae: <i>Coproica vagans</i> , <i>Coproica hirticula</i> , <i>Coproica ferruginata</i> , <i>Meoneura exigua</i> , <i>Camilla acutipennis</i> .		
Spha.	Lista (5)	A, D21-24, D28	Lista (6) Staphylinidae: <i>Aleochara</i> (<i>Heterochara</i>) <i>spissicornis</i> , <i>Aleochara</i> (<i>Coprochara</i>) <i>bipustulata</i> , <i>Atheta</i> (<i>s.str.</i>) <i>graminicola</i> , <i>Aleochara</i> (<i>s.str.</i>) <i>curtula</i> , <i>Atheta</i> (<i>Bessobia</i>) <i>nigricornis</i> , <i>Oxydopa</i> (<i>Bessopora</i>) <i>annularis</i> , <i>Anotylus inustus</i> , <i>Anotylus</i> <i>sculpturatus</i> , <i>Tachyporus pusillus</i> , <i>Philonthus politus altaicus</i> , <i>Philonthus</i> (<i>s.str.</i>) <i>intermedius</i> , <i>Philonthus</i> (<i>s.str.</i>) <i>nitidicollis</i> , <i>Philonthus</i> (<i>s.str.</i>) <i>sparsus</i> , <i>Philonthus</i> (<i>s.str.</i>) <i>pachycephalus</i> , <i>Philonthus</i> (<i>s.str.</i>) <i>jurgans</i> , <i>Philonthus</i> (<i>s.str.</i>) <i>discoideus</i> , <i>Pseudocypus</i> (<i>Fortunocypus</i>) <i>fortunatarum</i> , <i>Quedius</i> (<i>Micro-</i> <i>saurus</i>) <i>fulgidus</i> , <i>Spatulonthus longicornis</i> .		
Phor.	<i>Phoridae</i> sp.	A, D14, D16, D25	Lista (7) Formicidae: <i>Lasius grandis</i> , <i>Crematogaster scutellaris</i> , <i>Camponotus aethiops</i> , <i>Myrmica specioides</i> .		
Taba.	<i>Tabanidae</i> sp.	A, D13	Lista (8) Histeridae: <i>Saprinus caeruleus</i> , <i>Saprinus subnites-</i> <i>cens</i> , <i>Saprinus detersus</i> , <i>Saprinus tenuistrius sparsutus</i> , <i>Saprinus georgicus</i> , <i>Saprinus godeti</i> , <i>Saprinus algericus</i> , <i>Margarinotus</i> (<i>Paralister</i>) <i>ignobilis</i> , <i>Margarinotus</i> (<i>Paralister</i>) <i>brunneus</i> , <i>Carcinops pumilio</i> , <i>Gnathoncus rotundatus</i> .		
● COLEÓPTEROS					
Stap.	Lista (6)	A			
	<i>Creophilus maxillosus</i>	A, D11-18, D21, D25-26			
Cler.	<i>Necrobia rufipes</i>	A, D12-13, D15-19,			
		D20-22, D24-28			
	<i>Necrobia violacea</i>	A, D17, D26			
	<i>Necrobia rufficolis</i>	A, D13, D17, D25-26			
Hist.	Lista (8)	A, D11, D13, D15			
	Larvas	L, D17, D18			
Silp.	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	A, D11-13, D15-22, D26			
	<i>Thanatophilus sinuatus</i>	A, D11-13, D15-22, D26			
	Larvas	L, D14, D15, D18, D21,			
		D23, D25			
Niti.	<i>Soronia punctatissima</i>	A, D11			
	<i>Carpophilus freemani</i>	A, D13			
Derm.	<i>Dermestes frischii</i>	A, D12-13, D17-21,			
		D23-28			
	<i>Dermestes undulatus</i>	A, D11, D13-16, D20-24,			
		D27-28			
	Larvas	L, D18, D20, D24,			
		D26-28			
Cara.	<i>Principidium bipunctatum</i>	A, D13, D20, D24, D26			
	<i>Trechus quadristriatus</i>	A, D13			
Anth.	<i>Formicomus pedestris</i>	A, D26			
Hydr.	<i>Cercyon haemorrhoidalis</i>	A, D16			
Cryp.	<i>Cryptophagidae</i> sp.	A, D18			
● HIMENÓPTEROS					
Brac.	<i>Alysia</i> sp.	A, D17, D25			
	<i>Blacus</i> (<i>Ganychorus</i>) sp.	A, D25			
Pter.	<i>Pachyneuron formosum</i>	A, D25			

Tabla 64. Lugar anatómico, fecha y muestra de las larvas de dípteros necrófagos. Primavera.

En gris se indica la presencia. A: Ano. B: Boca. DE: Debajo enterrada. H : Puesta de huevos. HC: Herida cabeza. He: Herida. INT: Paquete intestinal. ML: Masa de larvas general. O: Ojo. Or: Oreja. P: Piel. PT: Pata trasera. (-): No hubo muestra.

Día	Cerdo 1 (C1)				Cerdo 2 (C2)				Cerdo 3 (C3)					Cerdo 4 (C4)				
	B	H	A	P,HC	B	H	A	P,HC	O	B	H	A	P,HC	O	B	H	A	P,Or
1	H	H	-	H	H	H	H	H	H	H	H	-	H	-	H	H	-	H
2				H				H					Or	H		H	-	H
3								H						H			H	H
4						ML		INT										
5				DE				DE										
6																		
7		ML																
8											ML							
9																		
10													PT		ML			
11																		
12																		
13																	H	
14																		
15																		
16																		P
17																		H
18																		H
19																		H
20																		
21																		
22																		
23																		
24																		
25																		
26																		
27																		
28																		
29																		
30																		

D.7.3. Estudio de las larvas de los dípteros necrófagos

D.7.3.1. MUESTREO REALIZADO

Desde el primer día se encontraron larvas de dípteros en el C2 (Tabla 64). El día 28° de la prueba fue el último día en que se encontraron larvas (en el C4). Se capturaron 2.773 larvas para los estudios de medición, identificación y montaje a los que hay que añadir 639 larvas y 127 pupas para el estudio de cría controlada; en total fueron analizadas 3.539 muestras.

D.7.3.2. ESTUDIO DE MEDICIÓN

En este estudio se han medido 2.773 larvas.

D.7.3.3. ESTUDIO DE IDENTIFICACIÓN Y MONTAJE

En la tabla 65 se presenta el resumen de datos obtenidos para las 2.702 larvas estudiadas, las cuales han sido divididas en dos grupos principales, los estadios larvarios LI-LIII de *Lucilia* y las larvas LII y LIII de *C. albiceps*, especie con menor presencia.

El resto de las larvas corresponden: 67 del género *Piophilina*, una de *Hydrotaea*, y tres del género *Sarcophaga*.

En la tabla 66 se presentan los datos de las muestras montadas. En total: 406 larvas en LI, 720 en LII y 1045 en LIII.

D.7.3.4. ESTUDIO DEL PROCESO DE CRÍA CONTROLADA

Un resumen de las cantidades de ejemplares que se han puesto en cría controlada, de los éxitos obtenidos y de las identificaciones posteriores se presentan en la tabla 67. Se criaron 639 larvas y 127 pupas; en total 766 ejemplares de los que emergieron 635 dípteros.

En dos de las crías se produjo la emergencia de la especie *Piophilina casei*; igualmente, en una muestra de larvas LIII y pupas de *C. albiceps*, aparecieron 19 ejemplares de himenópteros de la familia Pteromalidae *Nasonia vitripennis*.

Tabla 65. Número de larvas identificadas de cada estadio larvario en la prueba de primavera para dos taxones según ambientes.

	L I	L II	L III	Totales
	Género <i>Lucilia</i>	<i>L. sericata</i>		
SOL	178	322	488	988
SOMBRA	278	545	652	1475
Total	456	867	1140	2463
<i>Chrysomya albiceps</i>				
SOL	0	1	43	44
SOMBRA	0	4	191	195
Total	0	5	234	239
Total				2702

Tabla 66. Número de larvas de cada estadio larvario montadas en la prueba de primavera.

	Número de Larvas		
	L I	L II	L III
C1	87	144	341
C2	81	100	121
C3	90	212	226
C4	148	264	357
Total	406	720	1045
Total			2171

Tabla 67. Resultados de cría controlada. Primavera 99

Nº total Larvas (639) + Pupas (127) enterradas = 766
Nº total de dípteros aparecidos = 635
Porcentaje de éxito de emergencias = 82,89 %
Especies identificadas:
<i>Lucilia sericata</i> = 535 (84,25 %)
<i>Chrysomya albiceps</i> = 72 (11,33 %)
<i>Lucilia silvarum</i> = 20 (3,14 %)
<i>Hydrotaea aenescens</i> = 3 (0,47 %)
<i>Calliphora vomitoria</i> = 2 (0,31 %)
<i>Calliphora vicina</i> = 1 (0,15 %)

Tabla 68. Días de presencia de las primeras y últimas larvas del género *Lucilia* en C1 y C2. D: Día de presencia.

	Boca	Herida cuello	Masa larvaria	Ano
C1	Primera LI	D2	D2	D7
	Primera LII	D2	D2	D7
	Primera LIII	D3	D3	D7
	Última LI	D2	D6	D13
	Última LII	D5	D6	D14
	Última LIII	D5	D6	D19
C2	Primera LI	D1	D1	D5
	Primera LII	D2	D2	D5
	Primera LIII	D3	D3	D5
	Última LI	D3	D4	-
	Última LII	D3	D4	D6
	Última LIII	D3	D4	D8

D.7.4. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición al sol

D.7.4.1. ESTADO FRESCO

En el C1 este periodo ha durado 24 horas; en el C2, a la hora de exposición ya presentaba hinchazón abdominal, cambio que debido a su brusquedad debe estar motivado por trastornos fisiológicos digestivos.

A los pocos segundos de su exposición aparecieron las primeras *L. sericata*, *Sarcophaga* sp., *Calliphora* sp., seguidos de *Muscina stabulans* e individuos de la familia *Anthomyiidae*. En las 24 primeras horas, en el C1, *L. sericata* realiza las primeras puestas de huevos en la boca y en las dos heridas.

D.7.4.2. ESTADO HINCHADO

Este periodo dura desde el 2º día hasta el 6º en el C1 y desde la primera hora hasta el día 4º en el C2. En comparación con las anteriores pruebas realizadas, en esta estación se produce una explosión de diversidad biológica; son muchas y variadas las especies de artrópodos presentes.

En el C1, al 2º día, se encuentran las primeras larvas LI-LII de *Lucilia*, en boca y herida del cuello (y LIII, el día 3º). El día 2º se capturan dos larvas LI del género *Sarcophaga*, en la herida del cuello (Tabla 68). Y en el C2, el primer día se localizan, a la vez, las primeras puestas de huevos de dípteros en la boca, herida del cuello, ano, herida de la cabeza y piel y las primeras larvas LI del género *Lucilia* en la boca y herida. Y el 2º día, las primeras LII del mismo género, en la herida del cuello. Al tercer día, en la boca y herida del cuello, se localizan las primeras LIII de *L. sericata*.

Las primeras larvas LIII en ambos cerdos de la especie *L. sericata* se encontraron el día 3º en la herida del cuello (Tabla 69) y los tamaños máximos encontrados fueron de 13 y 16 mm.

En el final de esta fase se registran los incrementos más importantes de temperatura en el interior de la masa de larvas de los cerdos. En la tabla 70 se comparan las temperaturas para la prueba. La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 45,2°C el día 13º en el C1 y de 40,6°C, el día 7º en el C2 (Tabla 71).

El día 3º en C1 y C2 se recogieron larvas LIII de la herida del cuello, de las que emergieron los primeros dípteros de la especie *L. sericata*. También ese mismo día, del C2, emergen los primeros de la especie *Lucilia silvarum*.

D.7.4.3. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

Esta fase dura en el caso del C1 desde el día 7º hasta el día 19º y en el C2 desde el día 5º hasta el día 8º. Llama la atención el consumo rapidísimo de casi todo el tejido blando del C2 salvo la piel y los huesos.

Al inicio de este estado de descomposición en el C1 se localizan las primeras larvas LIII de la especie *C. albiceps* el día 7º, pero en cantidades aparentemente más reducidas que las del género *Lucilia*. El día 9º se muestrea la última larva de esta especie, pese a su presencia permanente como adulto.

Tabla 69. Datos de *Lucilia* sp. en C1 y C2.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C1	Primera LI	2	3	Herida cuello
	Primera LII	2	7	Herida cuello
	Primera LIII	3	13	Herida cuello
	Última LI	13	3,25	Masa Larvaria
	Última LII	14	7	Masa Larvaria
	Última LIII	19	11,5	Masa Larvaria
C2	Primera LI	1	2,5	Boca
	Primera LII	2	7,5	Herida cuello
	Primera LIII	3	16	Herida cuello
	Última LI	5	3	Ano
	Última LII	6	8	Masa Larvaria
	Última LIII	8	13,5	Masa Larvaria

Tabla 70. Cuadro comparativo de temperaturas.

C1: Cerdo 1. C2: Cerdo 2. D: Día de la prueba. A: Ano. B: Boca. H: Herida. Ma: Masa abdominal. Temp Ma: Temperatura máxima de la masa de larvas. Temp. med. EMMJ = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C1	Temp Ma C2	Temp med. EMMJ
D2	30,5	38,1 H	37,5 H	20,1
D3	32	41,6 B	40,1 B	21,2
D4	22	30,2 H	26 H	19,6
D5	28,5	38,8 H	36,7 Ma	21,2
D6	30	43,8 H	36,8 Ma	20,7
D7	32	41 Ma	40,6 Ma	22,6
D8	28,5	32,9 Ma	-	22
D9	33	35,5 Ma	-	22,3
D10	29	34,3 Ma	-	22
D11	29	37,3 Ma	-	22,5
D12	27,5	39,4 Ma	-	20
D13	32	45,2 Ma	-	20,6
D14	21,5	30,5 Ma	-	16,7
D15	29	31,9 Ma	-	18,1
D16	31	41,2 Ma	-	18,8
D17	33	38,2 Ma	-	19,2
D18	27,5	36,6 Ma	-	20,2

Tabla 71. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo.

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. Días • : Días con temperaturas de la ML por encima de la ambiente según la estación local.

	CERDO 1				CERDO 2					
	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO		
1ª Día toma de Temp.	3	2	7	2	3	2	5	5		
Último día toma Temp.	5	6	18	7	4	5	7	5		
Temp Máxima	41,6	43,8	45,2	37,9	40,1	25,2	37,5	26	40,6	29,5
DÍA Temp. Máxima	3	6	13	7	3	4	2	4	7	5
Temp • °C	9,6	13,8	13,5	5,9	8,1	13,2	7,5	14	8,6	1
Días •	3	5	12	3	2	4	3	1		
	D3-5	D2-6	D7-18	D2,D4,D7	D3-4	D2-5	D5-8	D5		

En el C1 se capturó el día 10º una larva LII del género *Sarcophaga*. Y ese mismo día, se pusieron pupas, en cría controlada, de las que emergieron, a los 8 días, las primeras moscas de la especie *L. silvarum*. Su presencia en ambos casos, demuestra que hubo una puesta y desarrollo larvario pero que ha pasado desapercibido en los muestreos larvarios. En el C2 de la especie *C. albiceps* sólo se localizan larvas LIII el día 8º.

D.7.4.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Duración: en el C1 desde el día 20º y en el C2 desde el 9º hasta el día arbitrario 30º de la prueba.

D.7.5. Estudio de los estadios larvarios durante el proceso de descomposición en sombra

D.7.5.1. ESTADO FRESCO

Al igual que en los cerdos expuestos al sol, uno de ellos, el C3, permaneció en este estado 24 h, pero el C4, a la hora de exposición ya presentaba un estado hinchado. También se observó que realizado el sacrificio de

los mismos, en breves instantes se produjo la llegada de los primeros dípteros: *L. sericata*, *L. silvarum* y a la par *C. vicina* y *Sarcophaga* sp. También estuvieron presentes aunque llegaron más tarde ejemplares de la especie *Muscina stabulans* y de la familia Anthomyiidae.

Se localizaron las primeras puestas de huevos de *L. sericata* con preferencia en la boca, herida del cuello, ojo y herida de la cabeza en el C3 en el 1º día. Y en boca, herida del cuello y oreja en el C4, también en las primeras 24 h.

D.7.5.2. ESTADO HINCHADO

Duración: desde el 2º día hasta el 7º en el C3 y pasada la primera hora hasta el día 10º en el C4; en este ejemplar continúan las puestas de huevos en los mismos sitios hasta el día 3º. Se encuentran las primeras larvas LI y LII del género *Lucilia* el 2º día en la oreja, boca y herida del C3; y la primera LIII de *L. sericata* se captura el día 3º, en la boca y herida (Tabla 72). El día 2º se localiza la primera LI del género *Lucilia* en el C4, el 3º la primera LII y el 4º la primera LIII, todas en boca.

Tabla 72. Días de presencia de las primeras y últimas larvas del género *Lucilia* en C3 y C4. D: Día de presencia.

	Oreja	Boca	Herida cuello	Masa larvas	Ano	
C3	Primera LI	D2	D2	D3	-	D5
	Primera LII	D3	D2	D2	D8	D7
	Primera LIII	-	D3	D3	D8	D9
	Última LI	D4	D5	D5	-	D7
	Última LII	D3	D5	D7	D14	D9
	Última LIII	-	D5	D7	D15	D9
C4	Primera LI	-	D2	D3	D10	D4
	Primera LII	-	D3	D3	D10	D4
	Primera LIII	-	D4	D3	D10	D7
	Última LI	-	D4	D9	D25	D9
	Última LII	-	D4	D8	D28	D10
	Última LIII	-	D4	D9	D28	D10

Tabla 73. Datos de *Lucilia* sp. en C3 y C4.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C3	Primera LI	2	3,25	Boca
	Primera LII	2	5	Herida cuello
	Primera LIII	3	13	Herida cuello
	Última LI	7	3	Ano
	Última LII	14	5	M L
	Última LIII	15	15,5	M L
C4	Primera LI	2	3,35	Boca
	Primera LII	3	6,5	Herida cuello
	Primera LIII	3	10,5	Herida cuello
	Última LI	25	2,5	M L
	Última LII	28	5	M L
	Última LIII	28	13	M L

Tabla 74. Días de presencia de las primeras y últimas larvas de *Chrysomya albiceps* en C3 y C4. D: Día de presencia. (-): No presente.

	Herida cuello	Masa Larvas	
C3	Primera LII	D7	-
	Primera LIII	-	D9
	Última LII	D7	-
	Última LIII	-	D14
C4	Primera LII	-	D11
	Primera LIII	D9	D10
	Última LII	-	D11
	Última LIII	D9	D21

Tabla 75. Datos de *Chrysomya albiceps* en C3 y C4.

	Día	Tamaño máximo	Situación	
C3	Primera LII	7	6	Herida cuello
	Primera LIII	9	18	Masa Larvas
	Última LII	7	6	Herida cuello
	Última LIII	14	19,5	Masa Larvas
C4	Primera LII	11	3,65	Masa Larvas
	Primera LIII	9	16	Herida cuello
	Última LII	11	3,65	Masa Larvas
	Última LIII	21	17	Masa Larvas

Tabla 76. Cuadro comparativo de temperaturas.

C3: Cerdo 3. **C4:** Cerdo 4. **D:** Día de la prueba. **A:** Ano. **B:** Boca. **H:** Herida. **Ma:** Masa abdominal. **Temp Ma:** Temperatura máxima de la masa de larvas. **Temp. med. EMMJ** = Temperatura media tomada en la estación Monte Julia. (-): Temperatura no tomada.

Día	Temp "in situ"	Temp Ma C3	Temp Ma C4	Temp med. EMMJ
D2	28	25,8 H	22,9 H	20,1
D3	29	35,2 H	25 H	21,2
D4	18	24 H	22 H	19,6
D5	28	33,8 B	28,8 H	21,2
D6	28,5	39,9 H	36,5 H	20,7
D7	32	38 H	39,2 H	22,6
D8	26	34,9 Ma	32,7 H	22
D9	30	32,6 Ma	32,5 H	22,3
D10	31	31,2 Ma	33,8 A	22
D11	34	35,8 Ma	32 Ma	22,5
D12	31	35 Ma	37,6 Ma	20
D13	33	34,5 Ma	31,5 Ma	20,6
D14	17,5	18,2 Ma	29 Ma	16,7
D15	23	23,9 Ma	24,5 Ma	18,1
D16	28	-	28,5 Ma	18,8
D17	29	-	26,2 Ma	19,2
D18	30	-	27,9 Ma	20,2
D19	29	-	32,1 Ma	20,2
D20	29,5	-	31,5 Ma	21,6
D21	27	-	32 Ma	21,9
D22	31	-	35,3 Ma	20,8
D23	30	-	32,7 Ma	20,9
D24	34	-	37,1 Ma	23,6
D25	20	-	23,5 Ma	19,2
D26	34	-	35,8 Ma	21,6
D27	33	-	37,1 Ma	20,8
D28	33	-	35,5 Ma	21,7

En la recogida de larvas LIII para cría el día 4º fue el primero del que emergieron dípteros de la especie *L. sericata*. Las primeras larvas LIII de la especie *L. sericata* se encontraron el día 3º en los dos cerdos (Tabla 73), en la herida del cuello con un tamaño máximo de 13 mm en C3 y 10,5 mm en C4. En el C3, se encontraron las últimas larvas LI del género *Lucilia* en el ano el día 7º.

Los dípteros adultos de la especie *C. albiceps*, se retrasaron en llegar y hasta el 4º día no se capturaron en este ambiente de sombra. Las primeras larvas LII en la herida del C3, en el día 7º. Las primeras larvas LIII, en la herida del C4, en el día 9º (Tabla 74).

En la tabla 75 se presentan datos sobre los tamaños máximos por días de la prueba. Es destacable que las primeras larvas LIII de la especie *C. albiceps* se encontraron el día 9º en la herida de los dos cerdos y el tamaño máximo encontrado fue de 18 y 16 mm.

En la cría controlada, en el C4, de una larva LIII enterrada colectada el día 6º, emergió el único ejemplar de la especie *C. vicina*; esto indica que hubo puesta y desarrollo larvario; sin embargo debieron ser anecdóticos. Como en el caso de exposición al sol, esta fase es la de mayor actividad larvaria generadora de calor (Tabla 76). La temperatura más alta alcanzada por la masa de larvas fue de 39,9°C el día 6º en el C3 y de 39,2°C, el día 7º en el C4 (Tabla 77).

Tabla 77. Temperaturas en °C de la masa larvaria en los lugares de muestreo

Temp. • -°C: Grados de diferencia con la temperatura ambiente. **Días • :** Días con temperaturas de la ML por encima de la ambiente según la estación local.

	CERDO 3				CERDO 4					
	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO	BOCA	HERIDA CUELLO	MASA LARVAS	ANO		
1ª Día toma de Temp.	3	2	8	5	4	2	11	4		
Último día toma Temp.	5	7	15	9	5	10	29	10		
Temp Máxima	33,8	39,9	35,5	33,2	28,6	39,2	37,6	33,8		
Día Temp. Máxima	5	6	11	8	5	6	7	10		
Temp • °C	5,8	11,4	1,1	8,9	7,2	0,6	1,5	7,2	6,6	2,8
Días •	2 D3,D5	5 D3,D7	8 D8-15	2 D8-9	2 D4-5	6 D4-9	15 D12, D14-16, D19-29	2 D4, D10		

D.7.5.4. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN ACTIVA

En esta fase se presentan diferencias de duración entre los procesos; en el C3 se desarrolló entre los días 8° y 15° de la prueba y en el C4, duró desde el día 11° hasta el 28°. En lo que concierne a los estadios larvarios, durante esta fase, en el C4 se alargan las puestas, encontrando las últimas larvas LI del género *Lucilia* el día 25° de la prueba (Tabla 72). Se localizaron las primeras larvas LIII de *C. albiceps* el día 9° en los dos cerdos, pero su presencia no es dominante, dejándose de encontrar en el C3 el día 14° y en C4 el día 21°, pese a la captura de ejemplares adultos.

En el C4, el día 24°, se localizaron larvas del género *Piophil*a que estuvieron ya presentes hasta el final de la prueba, dentro de los restos de tejidos en lo que quedó de la cavidad torácica. En la misma fecha se identificó la única larva encontrada del género *Hydrotaea*.

En la estudio de cría controlada, en el C3, el día 11° se puso una larva LIII en cría de la que emergió la primera mosca de la zona de sombra, de la especie *L.*

silvarum. Y en el C4, fue de una LIII también enterrada, recogida el día 13° de la prueba.

Otras especies de dípteros también han aparecido en muestras de cría controlada, tomadas enterradas debajo del C4. Así de unas muestras de larvas LIII recogidas el día 13°, emergieron dos *C. vomitoria*, aunque no se capturó en toda la prueba ningún adulto de esa especie.

De una muestra de larvas LIII y pupas recogidas en el C4, el día 23°, se produjeron emergencias de 19 himenópteros de la familia Pteromalidae: *Nasonia vitripennis*. Los días 26° y 27° se colectaron también en el C4, larvas LIII enterradas de las que aparecieron tres ejemplares de dípteros de la especie *Hydrotaea aene*-*cens*.

D.7.5.5. ESTADO DE DESCOMPOSICIÓN AVANZADA

Duración: En C3 desde el día 16° y en el C4 desde el 29° hasta el día 30°. El último día en el C4, enterradas debajo se recogieron para cría controlada dos pupas de las que surgieron dípteros del género *Piophil*a.



E. ANALISIS DE LOS RESULTADOS Y DISCUSIÓN

E.1. Atracción inicial de artrópodos

El tiempo que transcurre desde que se produce la muerte hasta que llegan los artrópodos y realizan las primeras puestas varía entre las especies y aún dentro de la misma especie dependiendo de las condiciones del microhábitat particular de cada cadáver (O'FLYNN, 1983). A través de las estaciones meteorológicas "in situ" se han intentado conocer las condiciones de cada hábitat concreto.

Los lugares fueron inspeccionados previamente para evitar la presencia de materia orgánica en descomposición que pudiera distorsionar el resultado de los análisis.

Los dípteros fueron los primeros en llegar a los restos. La tabla 78 recoge el orden de llegada de las diferentes especies en cada ambiente y estación. *L. sericata*, sola o en compañía de otras especies, fue la más rápida excepto en invierno. *C. albiceps* sólo aparece en primer lugar en la estación veraniega. Las especies sinantrópicas *M. domestica* y *M. stabulans* están presentes desde los primeros momentos, la primera en otoño y verano y la segunda en primavera. Con respecto a las otras tres especies presentes: *Sarcophaga* sp., *C. vicina* y *L. silvarum*, existen aparentes diferencias relacionadas con el ambiente; en otoño las dos primeras se han presentado antes sobre los restos en ambiente de sombra que en los expuestos al sol. En primavera, ocurre lo mismo con *L. silvarum*. También en primavera, en la zona de sombra, se capturaron dípteros de la familia Anthomyiidae cuando se colocaron los cerdos recién sacrificados, pero éstos ya se encontraban en el lugar. Los resultados para *L. sericata* y *Sarcophaga* sp. coinciden con los de LECLERCQ (1976).

En invierno se capturaron en días iniciales en zona de sombra otras especies de dípteros no necrófagos de las familias Sphaeroceridae, Phoridae, Sciaridae y Psychodidae; su presencia está relacionada con su biología saprófaga y por ello no es extraño que en ningún caso se localizaron puestas de huevos.

Las heridas infringidas a los cerdos en la cabeza y el corte en el cuello, con la salida de sangre, hizo que esos dos lugares fueran ocupados con celeridad (salvo en invierno) por las especies mencionadas. La sangre derramada atrajo sin duda a los dípteros. Un ejemplo de esta atracción es citado por KEH (1985) en un caso pionero de investigación criminal entomológica de

fecha tan antigua como 1235, en China, donde las moscas fueron atraídas hasta el instrumento homicida (una hoz utilizada para asesinar a un campesino, con restos mal limpiados de materia orgánica de la víctima) delatando a su propietario (MCKNIGHT, 1981).

E.2. Primeras puestas y desarrollo larvario

Es interesante conocer donde tienen lugar las primeras puestas de dípteros, el lugar que eligen para poner sus huevos, ya que dependiendo del mismo y de cuales sean las condiciones ambientales, la puesta tendrá un éxito y una velocidad de desarrollo variable.

Las fermentaciones bacterianas internas en los cadáveres desprenden dióxido de carbono, componentes volátiles amoniacales y de azufre que atraen a los dípteros necrófagos hasta la carroña para realizar sus puestas (ASHWORTH & WALL, 1994). No obstante parece ser que no sólo intervienen estímulos olfativos externos sino que estímulos táctiles y sobre todo componentes endógenos de las hembras (como el estado de desarrollo del ovario) puede ser influyente (WALL & WARNES, 1994). En pruebas experimentales con cebos trampa selectivos, fueron atrapadas hembras de la especie *L. sericata* con los ovarios ya preparados para ovopositar; por el contrario las hembras de la especie *C. albiceps* atrapadas estaban todavía en estados intermedios de ovogénesis (AVANCINI & LINHARES, 1988). En nuestro estadio, estos resultados son ratificados, pues en todas las estaciones en las que han compartido sustrato las dos especies, siempre se ha desarrollado antes *L. sericata* que *C. albiceps*.

Los lugares preferidos para la puesta por las hembras son generalmente las aberturas naturales del cuerpo que presentan cierto grado de humedad (PERÉZ DE PETINTO, 1975) como son la boca, ojos, fosas nasales y pabellones auriculares, así como las heridas y cortes en la piel. Casos reales de decesos como los presentados por GOFF *et al.* (1988) así lo documentan. También la región del ano y los órganos sexuales, son lugares de predilección en la puesta (GOFF *et al.*, 1988). En este último caso, para ser accesibles a las moscas, deben de quedar expuestos al aire, circunstancia que generalmente se da después de asaltos sexuales criminales con pérdida de vestimenta. Sin embargo debe tenerse en cuenta que los efectos de la descomposición y sobre

Tabla 78. Orden de aparición de los dípteros durante los primeros cinco minutos de exposición atraídos. (-): Ausente

	CERDOS AL SOL				CERDOS A LA SOMBRA			
	Otoño	Verano	Invierno	Primavera	Otoño	Verano	Invierno	Primavera
<i>Lucilia sericata</i>	1°	1°	(-)	1°	1°	1°	(-)	1°
<i>Chrysomya albiceps</i>	(-)	1°	(-)	(-)	(-)	1°	(-)	(-)
<i>Sarcophaga sp.</i>	(-)	2°	(-)	1°	2°	2°	(-)	1°
<i>Calliphora vicina</i>	(-)	(-)	1°	1°	2°	(-)	1°	1°
<i>Lucilia silvarum</i>	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	1°
<i>Musca domestica</i>	2°	2°	(-)	(-)	3°	2°	(-)	(-)
<i>Muscina stabulans</i>	(-)	(-)	(-)	2°	(-)	(-)	(-)	2°

Tabla 79. Lugares de puesta durante las primeras 24h de exposición.

En gris: lugar de predilección. FN: Fosas nasales. HC: Herida cabeza. O: Oreja. P: Piel. (-): Ausente. (+): Presente

	CERDOS AL SOL				CERDOS A LA SOMBRA			
	Otoño	Verano	Invierno	Primavera	Otoño	Verano	Invierno	Primavera
Ojos	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(+)
Boca	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)	(+)
Herida cuello	(+)	(-)	(+)	(+)	(-)	(+)	(+)	(+)
Ano	(-)	(+)	(-)	(+)	(-)	(-)	(-)	(-)
Varios	P,O,FN (+)	(-)	O (+)	HC (+)	(-)	(-)	O, P (+)	O, P, HC (+)

Tabla 80. Lugar y fecha de las primeras larvas LI.

1ª LI / Día (D)	Sol		Sombra	
	Cerdo 1	Cerdo 2	Cerdo 3	Cerdo 4
Otoño	Boca / D 2	Boca / D 2	Boca / D 2	Boca / D 2
Verano	Herida cuello/ D2	Herida cuello/ D2	Boca y Herida cuello / D 2	Boca / D 2
Invierno	Herida cabeza / D 12	Boca / D 25	Boca / D 30	Herida cabeza / D 37
Primavera	Herida cuello/ D2	Boca / D 1	Boca / D 2	Boca / D 2

todo las masa de larvas en su frenética tarea de consumir el cadáver, son capaces de mover vestidos, desplazar ropa, pudiendo inducir a confusión (KOMAR & BEATTIE, 1998).

En nuestras observaciones la boca y la herida del cuello fueron, tanto en los cerdos expuestos al sol como en los de sombra, los lugares predilectos para la puesta en todas las estaciones (Tabla 79).

La boca es la parte anatómica de elección preferente para la puesta en todos los ambientes (salvo en invierno en el C4) y es la que tuvo más éxito en cuanto al desarrollo posterior continuado como se confirma mediante el muestreo de las primeras larvas en estadio LI (Tabla 80). Le sigue la herida del cuello como lugar de predilección de puesta.

En SHEAN *et al.* (1993) se aplicó un protocolo de actuación muy semejante al presente, efectuando un corte en el cuello de los cerdos para estudiar si había predilección por parte de los dípteros para realizar puestas. La conclusión fue negativa, lo cual es ratificado en nuestro estudio. De los 16 cerdos expuestos, en diez casos se encontraron las primeras larvas LI en la boca, en un caso fue compartida con la herida del cuello, en tres fue dicha herida y en dos la herida causada en la cabeza por el sacrificio.

Las puestas en condiciones extremas ambientales como las estaciones de verano e invierno que no se hicieron en lugares protegidos del medio se retrasaron

en su desarrollo o fracasaron. En verano, por ejemplo, ocurrió cuando la elección para la puesta fue el ojo y éste se secó, o en invierno, en las efectuadas en la superficie de la piel (helándose). Realmente en invierno fueron observadas bastantes puestas sin continuidad y se constató el éxito obtenido por las que fueron realizadas en las zonas esternal e inguinal, donde el contacto de las dos superficies de la piel, ofrecieron a los huevos protección del medio ambiente y tal vez de sus predadores.

Para poder estimar y ajustar correctamente los periodos postmortem, se deben de tener en cuenta las condiciones climáticas del entorno, ya que por ejemplo los días con un fuerte viento no hubo actividad al no producirse el vuelo de dípteros (KUUSELA, 1984); igualmente ocurrió en los días del muestreo con lluvia (INTRONA *et al.*, 1991), aunque ésta afecta más a los califóridos que a los sarcófágidos (SMITH, 1985), aunque esta circunstancia no pudo ser confirmada en nuestro trabajo.

La estación del año, y sus temperaturas ambientales, condicionan la aparición de una u otra especie. Así no hubo capturas del género *Calliphora* en el test de verano (adultos o larvas). También las horas de luz deben de ser tenidas en cuenta ya que existe una gran diferencia de actividad por parte de dípteros del género *Calliphora* en ambientes fríos y con mayor luz que en condiciones nubladas (NUORTEVA, 1965). En las

pruebas realizadas en Costa Rica por JIRÓN & CARTÍN (1981) encontraron menor actividad en los dípteros adultos y sus larvas durante los días fríos y nublados sin mucha luz. No obstante en algunos casos pueden realizarse funciones biológicas en condiciones fuera de lo común, ya que existen especies de dípteros necrófagos capaces de realizar puestas nocturnas (GREENBERG, 1990b). En nuestro caso no se han encontrado diferencias claras de actividad en los días nublados.

Las primeras puestas primaverales en los cerdos en ambientes de umbría se retrasaron hasta el día 14º de la prueba y es que pese a que hubo días con temperaturas diurnas por encima de 10º C, por las noches helaba. En la prueba que realizaron BOUREL *et al.* (1999b) en los primeros días de primavera en Francia se encontraron con la misma situación, un retraso en las primeras puestas que puede inducir a error si asociamos la estación de primavera con la presunción de temperaturas adecuadas para puestas inmediatas.

Existen numerosos estudios en diversas situaciones y condiciones climáticas que intentan determinar los diferentes planes reproductivos y la biología de las especies necrófagas implicadas en los procesos de descomposición de cadáveres. Por ejemplo, TESSMER *et al.* (1995), sobre *L. sericata* y sus patrones horarios de puesta; Omar (1995a) sobre *C. albiceps* y la forma de las puestas de esta especie (consistente en racimos de huevos que se suceden en oleadas repetidas sobre el sitio elegido, formando grupos irregulares). En ambos casos nuestros resultados y observaciones coinciden plenamente. La cría experimental de estadios inmaduros larvarios de la especie *C. vicina* (entre otras) con situaciones extremas de bajas temperaturas intentando encontrar relaciones de tiempo / temperatura aplicables a la práctica (DAVIES & RATCLIFFE, 1994) han demostrado una ralentización del desarrollo y realmente ello es lo que ha ocurrido en nuestra prueba invernal.

La oviposición de las moscas necrófagas pone en marcha el reloj biológico; a partir de ese momento sucesivas oleadas de artrópodos llegan hasta el cadáver pudiendo utilizarse las evidencias de su presencia para estimar el intervalo postmortem (AVILA & GOFF, 1998). En todas las estaciones, salvo en la prueba de invierno, antes de llegar a la primera noche ya se apreciaron las primeras puestas de la especie *L. sericata*. Sin embargo, esta especie es considerada en otros trabajos (relativos a otros países y ambientes) como colonizadora poco importante de cadáveres o como dípteros necrófagos secundarios (DYMCK & FORGIE, 1993).

Con respecto al género *Sarcophaga*, es destacable que estas moscas son larvíparas (OLIVA, 1997b), es decir, depositan larvas LI vivas directamente sobre el cadáver en lugar de huevos; de este modo su lento desarrollo (en comparación con otras larvas competidoras de otras especies) se ve compensado al iniciarse con una fase ya completada de desarrollo. La presencia de este género como adulto, sin ser nunca abundante, fue casi constante en todas las etapas de descomposición, desde el inicio hasta el final en todas las pruebas salvo

en invierno y sin embargo en estado larvario su presencia se ha reducido a apenas las primeras muestras. En ningún caso se han localizado en las zonas y bordes más secos de los cerdos como constatan EARLY & GOFF (1986) sino dentro de la carroña, compartiendo sustrato con las otras especies.

Las características anatómicas de las larvas les permiten adentrarse en la materia en descomposición y hundirse en los fluidos, cerrando la cavidad posterior con sus apéndices y protegiendo los estigmas (BÁGUENA, 1952). La competencia natural entre las larvas de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae hace que la última tenga su expansión limitada (DENNO & COTHRAN, 1975, 1976). La competencia interespecífica determina realmente la estructura de la población de las larvas de las moscas carroñeras (HANSKI & KUUSELA, 1980). En pruebas experimentales para conocer cuales son las poblaciones de moscas asociadas a restos en descomposición dentro y fuera de las viviendas se obtienen resultados para este género muy parecidos: abundante presencia como adultos pero pocas o ninguna larva alimentándose (GOFF, 1991). En invierno fue *C. vicina* la que dominó en los dos ambientes y en todos los cerdos, tanto como adultos como en estado larvario.

Los dípteros de la especie *C. albiceps* pese a encontrarse rápidamente en la prueba de verano sobre todos los cerdos expuestos, tuvieron un desarrollo más lento que el de *L. sericata*, debido a que no hacen sus puestas inmediatamente. DOMÍNGUEZ & GÓMEZ (1963) citan a esta especie en España como muy importante por su carácter predador y limitan su actividad a los meses de septiembre y octubre. No obstante, en nuestras pruebas se ha comprobado que el periodo de actividad se ha extendido desde finales del mes de mayo hasta el mes de noviembre.

Se han capturado dípteros adultos de biología no estrictamente necrófaga, como *M. domestica* y *M. stabulans*, que han llegado a los cadáveres a la par que las específicamente necrófagas por su carácter antropófilo. DOMÍNGUEZ & GÓMEZ (1963) citan a *M. domestica* como necrófaga ocasional, pero en nuestros ensayos la especie se ha limitado a alimentarse de los exudados y sangre; en ningún caso han realizado puestas de huevos con sus posteriores desarrollos larvarios (al menos que hayan sido detectados en los muestreos). Si las condiciones son favorables, la comunidad de dípteros que realmente invaden, se alimentan y se reproducen en los cadáveres, es muy específica y reducida (PUTMAN, 1978).

E.3. Consumidores y competencias

Cuando eclosionan las puestas, las larvas comienzan a alimentarse agrupadas. Si el cadáver es reciente, se instaura el *rigor mortis* con la correspondiente acidificación de los músculos (LECLERCQ, 1976); estos tejidos acidificados son indigeribles para las larvas, que deben alimentarse de las secreciones, de los sueros que desprenden los tejidos. Su metabolismo digestivo (a

través de sus excrementos) alcaliniza el medio gracias a la acción conjunta de la masa larvaria que termina por neutralizar la acidez de la carne, permitiendo así el consumo de fibras musculares (TURNER, 1987).

En la prueba de otoño, a partir del 2º día ya había larvas del género *Lucilia* alimentándose en todos los cerdos (Tabla 81). A partir del tercer día en los cerdos expuestos al sol y del séptimo en los expuestos en ambiente de sombra, aparecen en el medio las larvas de dípteros en estadio LII de la especie *C. albiceps* y antes de llegar al final de la etapa de descomposición activa (indicativo del final del recurso alimenticio) ya no se encuentran larvas de *L. sericata*. El carácter predador y caníbal de las larvas de *C. albiceps* (a partir de la larva LII) ha sido estudiado sobre otras larvas de dípteros de los géneros *Muscina* y *Parasarcophaga* (OMAR, 1995b).

De los cerdos expuestos al sol, en el C1, al final del muestreo, desde el día 20º hasta el 22º y desde el día 12º hasta el 14º en el C2, se capturaron larvas enterradas del género *Hydrotaea*. En los cerdos a la sombra fue el día 20º cuando se localizaron larvas de ese género. Estos encuentros son indicativos de que consumido mayoritariamente el recurso alimenticio el nicho ecológico queda libre, pero otras especies de biología necrófaga todavía encuentran un espacio.

En verano y otoño los cerdos fueron consumidos en muy breve espacio de tiempo (salvo el C4), comprobándose que inicialmente fueron las larvas de *L. sericata* las que consumían el recurso hasta que llegaron en los días 3º al sol y 4º a la sombra, las primeras larvas LII de *C. albiceps* (Tabla 82), desapareciendo siempre antes de alcanzar el final de la descomposición activa, salvo alguna larva aislada (C4, los días 15º y 18º).

En invierno, la especie predominante en los cadáveres es *C. vicina*. La presencia en el ambiente de *C. vomitoria*, especie bien adaptada a condiciones climáticas frías (GREENBERG & TANTAWI, 1993), fue mucho menos abundante, lo que fue confirmado a través de la presencia de larvas (tan solo 9 de 561 casos de emergencias en cría controlada fueron de esa especie). Algo similar ocurrió con *L. sericata*, capturándose el primer adulto mediado el invierno (el día 58º de la prueba, 16/2/99), señal de que comenzaron en esas fechas su actividad. No obstante, es posible que el cebo ya no fuera tan atractivo o que las temperaturas fueran todavía demasiado bajas; según TURNER (1987) la especie sólo realiza puestas si las superficies de puesta están como mínimo a 30°C. Sólo 10 de un total de 561 emergencias en cría controlada resultaron pertenecer a la especie durante toda la estación.

En la prueba de primavera la sucesión se repite (Tabla 83), pero en esta estación no desaparecen las larvas del género *Lucilia*, aunque la escasa presencia de adultos en fechas tan tempranas para la especie (finales de mayo) o condiciones que no han podido ser determinadas, han impedido puestas masivas y la consiguiente abundancia de larvas para adueñarse del recurso. TANTAWI *et al.* (1996) señalan que con temperaturas

bajas la predación se reduce y entendemos que esto es lo ocurrido en nuestra prueba.

E.4. Temperatura interna de los cerdos. Calor metabólico

Diariamente se han tomado temperaturas en los cerdos, en los diferentes puntos donde se ha concentrado la actividad larvaria. Las temperaturas encontradas, a medida que se van desarrollando y sucediendo los estadios larvarios, son más elevadas que la temperatura media diaria de la estación meteorológica y que la del ambiente “*in situ*” en el momento de la toma de muestras. En realidad, se crea un microclima en cada cerdo que le confiere una particularidad metabólica individualizada (SCHOENLY, 1983).

Las máximas diferencias entre la temperatura de la masa de larvas y la ambiental “*in situ*” se encontraron en las estaciones de invierno y otoño con 17,3 °C y 17,2 °C respectivamente (Tabla 84). En primavera se alcanzaron los 13,8 °C y en verano solamente 10,3 °C.

De los experimentos realizados se puede concluir que la máxima diferencia de temperatura de las masas de larvas se obtiene después de que éstas alcancen el estadio LIII, es decir, que son éstas las que participan activamente en la generación del calor metabólico. En 10 de los 16 casos estudiados, el día de mayor diferencia de temperatura está muy próximo (dos días por arriba o por debajo) del día en que se inicia la etapa de descomposición activa, lo cual es indicativo de que ese calor máximo se obtiene cuando hay una concentración numerosa de las larvas en estadio LIII alimentándose (CIANCI & SELDON, 1990). El agrupamiento se debe a su concentración en sitios reducidos, como la zona del cuello, con poco espacio físico accesible de alimentación. Consumidos los tejidos musculares y una vez rota la estanqueidad interior del cerdo, las larvas se expanden por las vísceras sin tejidos duros que hagan de barrera y limiten su espacio. Llama la atención que en la prueba de invierno pese a que el número de larvas concentradas era menor que en las otras pruebas, las temperaturas obtenidas en la masa de larvas fueron en general más altas que las obtenidas en otras estaciones. Estos datos deben de ser tenidos en cuenta para estimar el periodo postmortem, ya que aun encontrando pocas larvas se genera calor capaz de compensar las bajas temperaturas y acelerar su desarrollo (GOODBROD & GOFF, 1990). A este respecto, TURNER & HOWARD (1992) llaman la atención sobre la importancia de este calor metabólico y de la compensación frente a las temperaturas ambientales que puede resultar letal para algunas especies de larvas; ello dificulta la extrapolación de resultados en laboratorio a la realidad de la naturaleza y aumenta el riesgo de cometer errores, por lo que critican trabajos como el de INTRONA *et al.* (1989) que estudiaron crecimientos larvarios en condiciones ambientales fijas en laboratorio. Consumido el recurso las larvas comienzan su migración y la temperatura se iguala a la ambiental (TULLIS & GOFF, 1987).

Tabla 81. Períodos de presencia de larvas LI-LIII del género *Lucilia* y LIII de *Chrysomya*. Otoño.
C1-C2: cerdos al sol. **C3-C4:** cerdos en sombra. Línea vertical: último día del estado de descomposición activa.

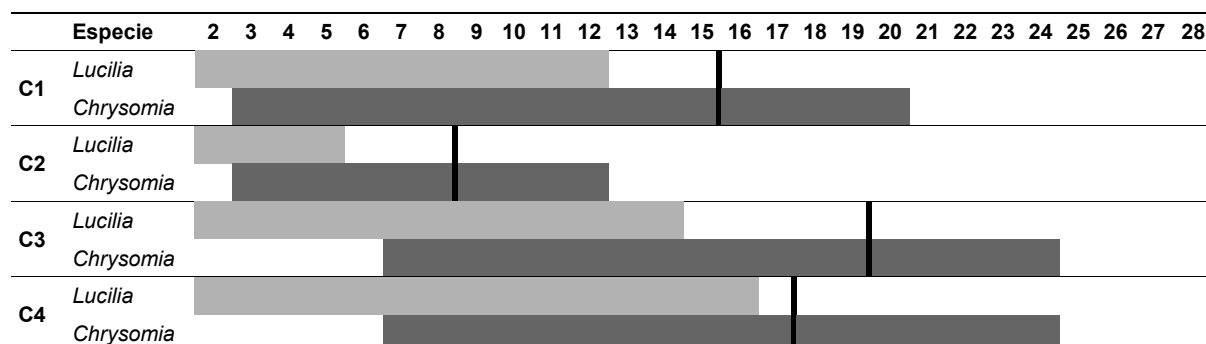


Tabla 82. Períodos de presencia de larvas LI-LIII del género *Lucilia* y LII-LIII de *Chrysomya*. Verano.
C1-C2: cerdos al sol. **C3-C4:** cerdos en sombra. Línea vertical: último día del estado de descomposición activa.

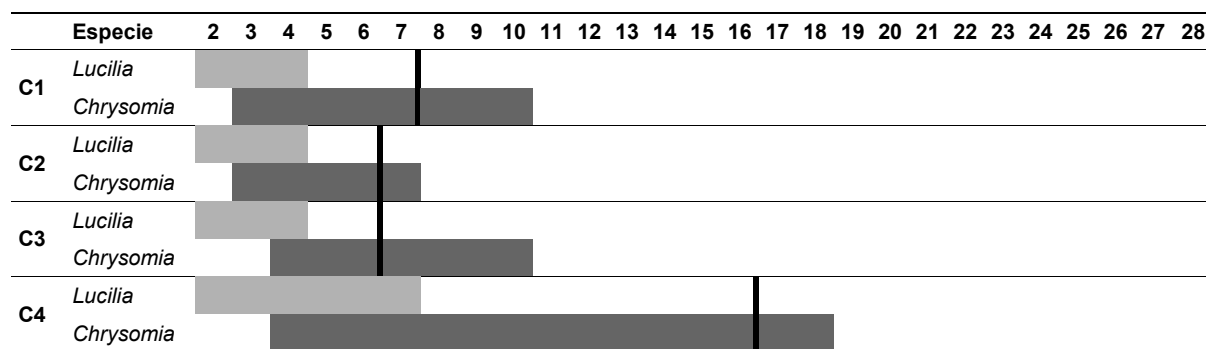


Tabla 83. Períodos de presencia de larvas LI-LIII del género *Lucilia* y LII-LIII de *Chrysomya*. Primavera.
C1-C2: cerdos al sol. **C3-C4:** cerdos en sombra. Línea vertical: último día del estado de descomposición activa.

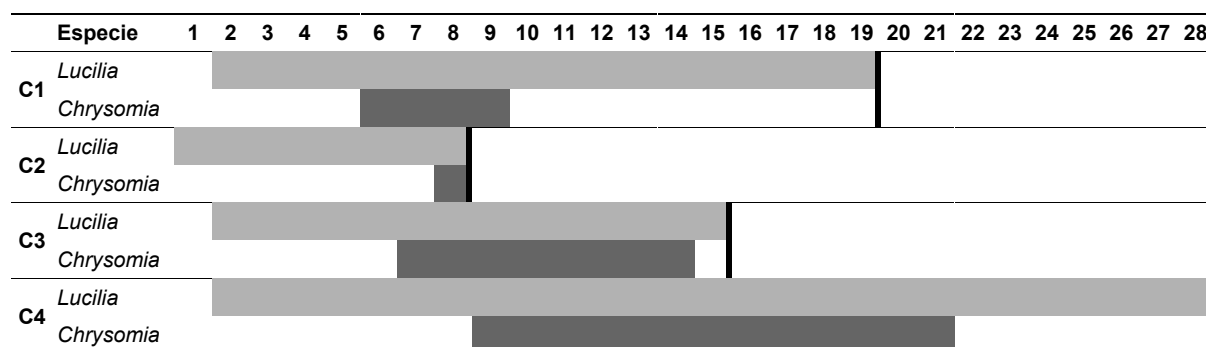


Tabla 84. Fechas de aparición de larvas LIII.

A: Día de aparición de la primera larva necrófaga LIII. **B:** Primer día de la etapa de descomposición activa. **C:** día de diferencia máxima obtenida entre la temperatura de la masa de larvas y ambiente 'in situ'. **C1-C2:** cerdos al sol. **C3-C4:** cerdos en sombra.

	OTOÑO			VERANO			INVIERNO			PRIMAVERA		
	A	B	C	A	B	C	A	B	C	A	B	C
C1	D3	D6	D5 / 7,7°C	D2	D5	D3 / 5,3°C	D17	D70	D100 / 17,3°C	D3	D7	D6 / 13,8°C
C2	D3	D6	D7 / 17,2°C	D3	D4	D5 / 6,8°C	D40	D84	D107 / 17,2°C	D3	D5	D7 / 12,6°C
C3	D3	D9	D13 / 12,8°C	D3	D4	D5 / 10,3°C	D39	D74	D72 / 11,1°C	D3	D8	D6 / 11,4°C
C4	D3	D9	D11 / 6°C	D3	D7	D12 / 7,9°C	D44	D95	D109 / 11,5°C	D3	D11	D7 / 7,2°C

E.5. Primera generación de larvas en LIII. 33 casos prácticos

La metodología empleada ha permitido controlar la primera generación de larvas LIII, que son las utilizables como indicadores del periodo postmortem, dado que no pueden controlarse las etapas posteriores.

Como cada cerdo representa un microhábitat particular, los resultados de esta prueba son en realidad casos prácticos concretos de estimación del periodo postmortem para cada especie identificada de larva LIII.

Debido a que desde la exposición de los cerdos recién muertos hasta el primer muestreo no siempre han transcurrido 24 h, se aplica un factor de corrección horario (Tabla 85). No se ha tenido en cuenta el tiempo transcurrido desde la exposición de los cerdos hasta las primeras puestas si éstas se han realizado antes de hacerse el primer muestreo, es decir en esas primeras 24 horas aproximadamente.

De las condiciones atmosféricas registradas en el momento del sacrificio y especialmente de las temperaturas ambientales se deduce que solamente en invierno éstas no son adecuadas para la puesta inmediata, lo que sí ocurre en el resto de estaciones.

En los apartados siguientes se presentan una serie de tablas (86 a 95) sobre los tiempos de desarrollo de los diferentes estadios larvarios por especies y estaciones comparando los resultados obtenidos con los disponibles de la bibliografía. En concreto, para las especies *L. sericata* y *C. vicina* se han tomado los datos de KAMAL (1958), LECLERCQ (1978) (incluida la especie *Sarcophaga* sp.) y GREENBERG (1991), teniendo en cuenta los tamaños mínimos expresados en ERZINCİLIOGLU (1985). Los datos de HAFEZ (1940) sobre *Sarcophaga facultata* se han tomado como referencia en varios casos. Por último, de QUEIROZ *et al.* (1977) se han tomado los datos para la especie *C. albiceps*.

En las tablas 86 a 95 los datos que se presentan son los siguientes:

A: Tiempo transcurrido desde la muerte y exposición del cerdo hasta el encuentro de la 1ª larva LIII de esa especie, con un tamaño adecuado a su estadio.

B: Tiempo transcurrido desde que se localiza el primer díptero adulto de la especie hasta el encuentro de la 1ª larva LIII con un tamaño adecuado a su estadio.

C: Tiempo transcurrido desde que se localiza la primera puesta de huevos de esta especie, hasta el encuentro de la 1ª larva LIII con un tamaño compatible con su desarrollo.

A los datos de los tres parámetros anteriores (A, B, C) se les ha aplicado el factor de corrección horario del primer día de muestreo.

Ref. Kamal 90 h: Para las larvas de *L. sericata*, se reflejan las diferencias de tiempo hasta llegar al tercer estadio larvario (LIII), comparando con los resultados obtenidos por KAMAL (1958) a 22° C y 50% humedad a partir de larvas LIII en 90 horas. Este valor se obtiene

sumando el tiempo más frecuente de cada estadio (moda).

Ref. Kamal 116 h: Id. para *C. vicina* comparando con los resultados obtenidos KAMAL (1958) a 22° C y 50% humedad en 116 horas.

Ref. Greenberg 210 h: Id. para *C. vicina* con respecto a los resultados de GREENBERG (1991) a 12,5° C en 210 horas.

Ref. Queiroz 92 h: Id. para *C. albiceps* comparando con los resultados de QUEIROZ *et al.* (1977), a 27° C y 60% humedad en 92 horas.

Ref. Hafez 192 h: Id. para *S. argyrostoma* con respecto a los datos obtenidos por HAFEZ (1940), a 25° C en 192 horas.

Tª Max y Tª Min: La temperatura ambiental máxima y mínima (°C) tomada en la estación local de cada ambiente, desde la puesta de huevos hasta la presencia de la primera larva LIII.

Promedio Tª (°C) Masa larvas: El promedio de la temperatura de la masa de larvas, tomadas en la parte anatómica de cada cerdo donde se ha desarrollado esa puesta de huevos hasta llegar a larvas LIII.

Promedio Tª Media: El promedio de las temperaturas medias (°C) diarias obtenidas de la estación meteorológica de Monte Julia.

Promedio Hum. Media: El promedio del porcentaje de humedad relativa media diaria obtenido de la estación meteorológica de Monte Julia.

● *Lucilia sericata*

En otoño aparece una diferencia en el tiempo que tardaron en alcanzar el estadio larvario LIII de 26 h 30' a favor de los cerdos expuestos al sol (Tabla 86). En verano y primavera la diferencia es de 35' y 30', respectivamente (Tabla 87 y 88).

● *Chrysomya albiceps*

La tabla 89, correspondiente al otoño, muestra valores de (A) y (B) distintos y entre los cerdos expuestos al sol; en el C1 se produce un acortamiento en el tiempo de estimación del periodo postmortem con respecto al C2, de 24 h y con respecto a los cerdos expuestos a la sombra de 72 h.

Como en la especie previa, se siguen manteniendo diferencias en los resultados según ambientes (siempre favorables a los ejemplares al sol). En los cerdos en ambiente de sombra no se han alcanzado altas temperaturas en la masa de larvas (como ocurrió con los cerdos al sol); esta diferencia térmica es la causa del retraso.

En verano los tiempos (A) y (B) vuelven a ser iguales y en los cerdos expuestos al sol se alcanza el estadio LIII 24 h antes que en los expuestos a la sombra (Tabla 90). En esta estación también existe diferencia favorable respecto a los ejemplares al sol, pero el periodo se ha alargado con respecto a los datos de la bibliografía (a pesar de la reducción esperable por las

Tabla 85. Horarios de muerte y del primer muestreo.

T^a "in situ": temperatura en grados centígrados del aire en el momento del sacrificio. **Tiempo de corrección:** diferencia horaria con respecto a las 24 h de la muerte.

		Hora de muerte de los cerdos	T ^a "in situ"	Horario toma de muestras	Tiempo de corrección
Otoño	Sol	19 h	30	16h 30'	- 2h 30'
	Sombra	18h 30'	29	17h	- 1h 30'
Verano	Sol	17h 50'	30	17h 30'	- 20'
	Sombra	16h 45'	29	17 h	+ 15'
Invierno	Sol	13 h	11	15h	+2h
	Sombra	12h 40'	6	16h	+3h 20'
Primavera	Sol	15h 15'	28	16h	+45'
	Sombra	15h 45'	25	17h	+1h,15'

Tabla 86. Tiempos transcurridos en Otoño hasta que la especie *Lucilia sericata* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Kamal (1958). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. **Temperatura Promedio (media) y Humedad (media)** según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde la muerte y primeras puestas (A = B)	90 h Ref. Kamal	Temperatura (C°)			Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Promedio Humedad media
			MAX	MIN	Promedio			
C1	93h 30'	+3h 30'	33	14	31,92	D0 - 4 20,07	D0 - 4 76,25	
C2	93h 30'	+3h 30'			32,47			
C3	119 h	+ 29 h	33	10	21,25	D0 - 5 19,9	D0 - 5 76,2	
C4	119 h	+ 29 h			20,62			

Tabla 87. Tiempos transcurridos en Verano hasta que la especie *Lucilia sericata* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Kamal (1958). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. **Temperatura Promedio (media) y Humedad (media)** según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde la muerte y primeras puestas (A = B)	90 h Ref. Kamal	Temperatura (C°)			Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Promedio Humedad media
			MAX	MIN	Promedio			
C1	71 h 40'	- 18 h 20'	39	11	36,3			
C2	71 h 40'	- 18 h 20'			36,03	D0-3 22,75	D0-3 55	
C3	72 h 15'	- 17 h 45'	37	10	29,96			
C4	72 h 15'	- 17 h 45'			26,56			

Tabla 88. Tiempos transcurridos en Primavera hasta que la especie *Lucilia sericata* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Kamal (1958). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. **Temperatura Promedio (media) y Humedad (media)** según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde la muerte y primeras puestas (A = B)	90 h Ref. Kamal	Temperatura (C°)			Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Promedio Humedad media
			MAX	MIN	Promedio			
C1	72h 45'	- 17 h 15'	35	12,5	38,2			
C2	72h 45'	- 17 h 15'			36,85	D0-3 19,4	D0-3 69,5	
C3	73h 15'	- 16 h 45'	31	8	30,5			
C4	73h 15'	- 16 h 45'			25,33			

Tabla 89. Tiempos transcurridos en Otoño hasta que la especie *Chrysomya albiceps* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Queiroz et al. (1997). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. **Temperatura Promedio (media) y Humedad (media)** según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde la muerte		92 h Ref. Queiroz	Temperatura (C°)			Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Promedio Humedad media
	1 ^a puestas			MAX	MIN	Promedio			
C1	4 días	72 h	- 20 h	33	14	31,92	D1-4 20,07	D1-4 77,5	
C2	5 días	96 h	+ 4 h			33,86	D1-5 19,9	D1-5 78,6	
C3	9 días	144 h	+ 52 h	32	9,5	24,32	D3-9 20,35	D3-9 72,28	
C4	9 días	144 h	+ 52 h			24,68			

Tabla 90. Tiempos transcurridos en Verano hasta que la especie *Chrysomya albiceps* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Queiroz *et al.* (1997). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. Temperatura Promedio (media) y Humedad (media) según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde		92 h Ref. Queiroz	Temperatura (C°)			Promedio	
	la muerte = 1ª puestas			MAX	MIN	Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Humedad media
C1	96 h		+4 h	38	11	37,65	D0-4 23,56	D0-4 53,2
C2	96 h		+4 h			38,32		
C3	120 h		+28 h	38	10	34,9	D0-5 24,08	D0-5 52,33
C4	120 h		+28 h			27,76		

Tabla 91. Tiempos transcurridos en Primavera hasta que la especie *Chrysomya albiceps* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Queiroz *et al.* (1997). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. Temperatura Promedio (media) y Humedad (media) según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde		92 h Ref. Queiroz	Temperatura (C°)			Promedio	
	la muerte	1ª puestas		MAX	MIN	Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Humedad media
C1	7 días	72 h	- 20 h	3536	13	38,45	D4-7 21,02	D4-7 66
C2	8 días	72 h	- 20 h			38,03	D5-8 21,62	D5-8 69,75
C3	9 días	120 h	+ 28 h	33	10	33,5	D4-9 21,4	D4-9 69,66
C4	9 días	120 h	+ 28 h			31,95		

Tabla 92. Tiempos transcurridos en Otoño, en ambiente de sombra, hasta que la especie *Calliphora vicina* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Kamal (1958) y Greenberg (1990b). A: Tiempo desde la muerte. B: Tiempo desde la primera puesta. Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. Temperatura Promedio (media) y Humedad (media) según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	(A = B)	116h		210h Ref. Kamal	Temperatura (C°)			Promedio	
		Ref. Kamal	Greenberg		MAX	MIN	Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Humedad media
C3	118h 30'	+ 2h 30'	-91h 30'	33	9,5	21,95	D0-5 19,9	D0-5 77	
C4	118h 30'	+ 2h 30'	-91h 30'			21,75			

Tabla 93. Tiempos transcurridos en Invierno hasta que la especie *Calliphora vicina* efectúa la primera puesta (H) y se alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Kamal (1958) y Greenberg (1990b). C: tiempo transcurrido desde que se efectúa la primera puesta hasta que aparece la primera larva LIII. Temperaturas Máx. y Mín.: Temperaturas máximas y mínimas en la estación 'in situ'. PML = Temperatura promedio de la masa de larvas. Prom. (m): Temperatura Promedio (media) y Prom. Hum. (m): Humedad (media) según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	H	LIII	C	116 h		210h		Temperatura (C°)			Prom. Hum. (m)
				Ref. Kamal	Ref. Greenberg	MAX	MIN	P M L	Prom. (m)		
C1	D 8	D 17	216 h	+ 100 h	+ 6h	18	-3	No disponible	8,05	89,5	
C2	D 21	D 40	456 h	+ 340 h	+ 246 h	18,5	-4	6,7	5	89,35	
C3	D 21	D 39	432 h	+ 316 h	+ 222 h	16,5	-7	14,23	4,76	90,42	
C4	D 29	D 44	360 h	+ 244 h	+ 150 h	19	-12	No disponible	3,47	81,18	

Tabla 94. Tiempos transcurridos en Otoño, en ambiente de sol, hasta que la especie *Sarcophaga sp.* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Hafez (1940). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. Temperatura Promedio (media) y Humedad (media) según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde		192 h Ref. Hafez	Temperatura (C°)			Promedio	
	la muerte	1ª puestas		MAX	MIN	Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Humedad media
C1	4 días	48 h	-144 h	33	1413	33,8	D2-4 19,9	D2-4 78,66
C2	5 días	72 h	-120 h			25,87	D2-5 19,72	D2-5 79,75

Tabla 95. Tiempos transcurridos en Verano, en ambiente de sombra, hasta que la especie *Sarcophaga sp.* alcanza el estadio larvario LIII y comparación con datos de Hafez (1940). Temperatura Máx. y Mín.: Temperatura en la estación 'in situ'. Temperatura Promedio (media) y Humedad (media) según datos de la estación meteorológica Monte Julia.

	Tiempo desde		192 h Ref. Hafez	Temperatura (C°)			Promedio	
	la muerte = 1ª puestas			MAX	MIN	Promedio Masa Larvas	Promedio (media)	Humedad media
C3	72 h		-120 h	37	10	34,9	D0-3 22,75	D0-3 55

Tabla 96. Tiempo transcurrido hasta encontrar las primeras larvas LIII desde que se constató la presencia del díptero adulto. Tamaño: longitud máxima en mm de las capturas del día. (-): Ausente

		Otoño		Verano		Invierno		Primavera	
		Tiempo	Tamaño	Tiempo	Tamaño	Tiempo	Tamaño	Tiempo	Tamaño
<i>Lucilia sericata</i>	C 1	93h 30'	11 mm	71h 40'	13,5 mm	(-)	(-)	72h 45'	13 mm
	C 2	93h 30'	12 mm	71h 40'	13 mm	(-)	(-)	72h 45'	16 mm
	C 3	119 h	11 mm	72h 15'	13,5 mm	(-)	(-)	73h 15'	13 mm
	C 4	119 h	12 mm	72h 15'	13 mm	(-)	(-)	73h 15'	10,5 mm
<i>Chrysomya albiceps</i>	C 1	72 h	11 mm	96 h	14 mm	(-)	(-)	72 h	15 mm
	C 2	96 h	14,5 mm	96 h	13 mm	(-)	(-)	72 h	18,5 mm
	C 3	144 h	12 mm	120 h	14 mm	(-)	(-)	120 h	18 mm
	C 4	144 h	10 mm	120 h	10 mm	(-)	(-)	120 h	16 mm
<i>Calliphora vicina</i>	C 1	(-)	(-)	(-)	(-)	216 h	10 mm	(-)	(-)
	C 2	(-)	(-)	(-)	(-)	456 h	7,5 mm	(-)	(-)
	C 3	118h 30'	10 mm	(-)	(-)	432 h	9 mm	(-)	(-)
	C 4	118h 30'	8 mm	(-)	(-)	360 h	9,5 mm	(-)	(-)
<i>Sarcophaga sp.</i>	C 1	48 h	11,5 mm	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
	C 2	72 h	12 mm	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)	(-)
	C 3	(-)	(-)	72 h	11 mm	(-)	(-)	(-)	(-)

temperaturas reflejadas). El porcentaje de humedad en el ambiente es bajo si lo comparamos con el de referencia, lo que retrasó la velocidad de desarrollo larvario y en consecuencia, de descomposición.

En primavera la diferencia entre sol y sombra es de 48 h (Tabla 91). De nuevo los restos expuestos al sol sufren un acortamiento en el tiempo, alcanzándose la máxima diferencia sobre el tiempo de referencia. Por el contrario, los situados a la sombra alargan su tiempo pese a las altas temperaturas de la masa de larvas que debería favorecer su desarrollo.

● *Calliphora vicina*

En otoño sólo se capturaron larvas LIII en la sombra, produciéndose diferencias con los datos bibliográficos (Tabla 92). La amplia variación obtenida está justificada en las temperaturas de cría (Kamal: 22°C; Greenberg: 12,5°C).

En invierno, las especiales características de la prueba permiten recoger otros datos significativos en la tabla 93; por ejemplo, sobre los días de puesta de huevos con continuidad comprobada, día de captura de la primera larva LI, LIII, etc. La excepcionalidad de la prueba se comprueba en la diferencia de tiempo, 10 días, entre los dos cerdos expuestos al sol hasta capturar larvas en estadio LIII.

En esta estación el efecto sol/sombra tiene un valor especial. Por otro lado, las temperaturas ambientales fueron extremas, lo que no impidió el desarrollo larvario. Los cadáveres humanos son conservados en los depósitos a una temperatura de 3°C. JOHL & ANDERSON (1996) señalan que manteniendo las larvas de *Calliphora vicina* a esa temperatura durante 24 h se paraliza su crecimiento larvario y se retrasa la emergencia de los adultos en 24 h. Estos resultados se han de tener en cuenta para determinar el periodo postmortem, aunque en la prueba referenciada no se tuvo en cuenta el efecto del calor metabólico generado por la masa larvaria cuando ésta es grande.

La localización de larvas ha sido en partes anatómicas periféricas como la boca, la herida de la cabeza y el ano. Esta localización implica una limitación en el espacio físico y, por tanto, del tamaño de la masa larvaria y de la temperatura generada.

● *Sarcophaga sp.*

En otoño *S. argyrostoma* fue la más abundante entre las muestras de dípteros adultos, pero sólo se capturaron cuatro larvas del género *Sarcophaga* en estadio LIII en los cerdos expuestos al sol. Como con las restantes especies hay diferencias entre los cerdos del mismo ambiente, 24 h, con adelantos sobre el tiempo de referencia de hasta 6 días (Tabla 94). Curiosamente ello ocurre a pesar de que el promedio de temperatura media diaria fue 5 °C inferior a la señalada por HAFEZ (1940) (25°C). Las diferencias en el tiempo de aparición de LIII se pueden justificar por las temperaturas de la masa larvaria. En verano el adelanto observado es de 120 h sobre el tiempo de referencia (Tabla 95).

En la tabla 96 se exponen los datos resumen de cada una de las especies estudiadas. Se observa que no siempre las larvas de tamaños más grandes se han encontrado en aquellos cerdos que han empleado más tiempo. También se constata que dentro del mismo ambiente y con el mismo tiempo existen diferencias de tamaño larvario.

E.6. Velocidad de descomposición

Se ha constatado en todos los casos que el consumo de carne por la masa de larvas se inició en la cabeza y el cuello, en la zona del corte, para adentrarse posteriormente hacia la cavidad torácica y abdominal, donde coinciden con las larvas procedentes de la parte posterior del cerdo, producto de puestas en el ano, patas y abdomen.

Dependiendo de cual sea la velocidad de descomposición de un cadáver, éste presentará unas caracterís-

ticas físicas que pueden facilitar al investigador la determinación del periodo postmortem. Pero esta velocidad de descomposición depende de muchos factores (GALLOWAY, 1989) y si no se tienen en cuenta todos, las estimaciones del intervalo postmortem pueden ser erróneas (CATTS, 1992).

En nuestras pruebas se limitó el acceso de la fauna del entorno a los restos mediante jaulas individuales, lo que en situaciones reales puede condicionar un resultado más rápido o lento en la descomposición (HAGLUND *et al.*, 1989). En algunos casos las jaulas no pudieron evitar la irrupción de ratones de campo y musarañas durante los primeros 52 días de la prueba de invierno. El recurso consumido por estos 'necrófagos' fue mínimo.

La velocidad de descomposición puede depender de otras variables; por ejemplo el enterramiento total o parcial de los restos (en cuyo caso, el acceso de artrópodos habría sido menor; RODRÍGUEZ & BASS, 1985), o las circunstancias concretas que influyeron sobre el cadáver (TURNER & WILTSHIRE, 1999).

En este estudio los cadáveres se han expuesto sin ningún tipo de protección ambiental por lo que los fenómenos meteorológicos han actuado directamente sobre ellos. De las pruebas que realizaron MANN *et al.* (1990) se desprende que la temperatura ambiente es la circunstancia más influyente en el proceso de descomposición, seguida y muy ligada a la actividad de los insectos carroñeros (quién y cuántos participen resulta determinante).

El verano fue la estación en que se consumieron más rápidamente los cerdos (en el C2, en 6 días); el invierno fue la estación en la que más tiempo se tardó en consumir el recurso (C4 tardó 112 días, Tabla 97). Otoño y primavera presentaron una velocidad de descomposición intermedia.

En cuanto a los ambientes, los restos expuestos al sol tienen mayor velocidad de descomposición que en ambientes de sombra. En estos resultados deben matizarse dos condicionantes que han modificado el microhábitat, produciendo una cierta desviación: 1) El C2 ha recibido más radiación solar que C1, excepto en invierno en que la sombra de una construcción próxima lo cubría hasta entrada la tarde, recibiendo menor radiación solar directa. 2) C3 recibió más radiación solar que C4 en las pruebas de invierno a consecuencia de la desaparición de parte de la vegetación circundante.

En invierno el proceso se alargó hasta los 120 días sin que los restos alcanzaran un estadio de seco (quedaba materia orgánica por consumir en forma de estroma compacto en el que los dípteros ya no realizaron sus puestas). REED (1958) en su experimento invernal con cadáveres de perros tardó de media 140 días en los expuestos a la sombra y 125 días en los expuestos directamente al sol en alcanzar el estado seco, aunque en su caso el proceso se ralentizó en la fase de "Decay stage" (equivalente a la denominada en este trabajo como descomposición activa y avanzada). Por el contrario, en nuestra prueba el retraso se produjo en los primeros estadios de descomposición, cuando el tiempo fue más frío y los cerdos se congelaron.

De los resultados obtenidos no se desprende relación alguna entre los niveles de peso de los restos y la velocidad de descomposición a pesar de lo señalado en KAMANI *et al.* (1991).

E 7. Riqueza de especies

La metodología de trabajo se ha centrado en aspectos cualitativos, intentando determinar las especies presentes y no su importancia relativa. Se han centrado los esfuerzos sobre ocho órdenes de artrópodos de los que se han identificado un total de 73 familias. Las familias con más ejemplares han sido las del orden Hymenoptera, con 49 especies, Diptera, con 92 especies y Coleoptera con 121 especies. De estos tres órdenes principales se han identificado 263 especies (el total de todos los órdenes son 273 especies). Con estos resultados se sienta una primera aproximación a la entomofauna cadavérica en el Altoaragón.

En la bibliografía el estudio más completo consultado en cuanto a número de especies es el de PAYNE (1965) con 522 especies de las que un 25 % (130) pertenecen a las familias Histeridae, Staphylinidae, Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae, que son realmente los auténticos protagonistas del hábitat. En nuestro estudio estas familias comprenden 106 especies que representan el 40,45 % del total obtenido.

Es destacable el hecho de que el estudio ha permitido citar un díptero nuevo para España (la especie *Fannia leucosticta*) ya conocido de Europa central, así como un coleóptero nuevo para la ciencia, de la familia Histeridae, *Pholioxenus castilloi* Yélamos, 2002.

Tabla 97. Último día de la fase de descomposición activa.

		OTOÑO	VERANO	INVIERNO	PRIMAVERA
Sol	C1	Día 15°	Día 7°	Día 107°	Día 19°
	C2	Día 8°	Día 6°	Día 109°	Día 8°
Sombra	C3	Día 19°	Día 6°	Día 106°	Día 15°
	C4	Día 17°	Día 16°	Día 112°	Día 28°

E.8. Biología de la entomofauna identificada

E.8.1. Otoño 97 (22/9/97-22/10/97)

E.8.1.1. ORDEN DIPTERA

Necrófagos: Las especies *L. sericata* y *C. albiceps* se capturaron como adultos durante casi todos los días del proceso desde que llegaron a los cerdos hasta el final y en sus estados larvarios fueron los responsables del consumo de los cerdos.

En los cerdos al sol, la presencia de adultos de la familia Sarcophagidae fue excepcional durante todo el proceso salvo en la fase de descomposición avanzada del C1 (la especie *S. argyrostoma*). Por el contrario en ambiente de sombra estuvo presente durante todo el proceso aunque la mayoría de ejemplares se capturan en los primeros dos días. Tanto las altas temperaturas, como el frío, actúan sobre este género, condicionando su presencia en el medio ambiente (TANTAWI *et al.*, 1996).

También exclusivamente en ambiente de sombra se encontraron dos importantes especies necrófagas, *C. vicina* en la primera mitad del proceso y el múscido *Hydrotaea ignava* presente en las dos fases más activas de descomposición.

El resto de las especies necrófagas se capturaron de manera excepcional. En el ambiente soleado, en el C1, se capturaron dos ejemplares el mismo día, en la etapa de descomposición activa, de *Lucilia caesar*. SMITH & WALL (1997) consideran a esta especie como frecuente en las carroñas expuestas en zonas boscosas del SO del Reino Unido. HOLDAWY (1933) también la encuentra preferentemente en zonas sombrías en contraposición a *L. sericata* que localiza en sitios abiertos y soleados. WYSS (1997) en su estudio sobre cadáveres humanos en Suiza la localiza siempre en verano. En nuestro estudio, dada su escasa incidencia, carece de interés.

Necrófilos: En dos ocasiones en la etapa de descomposición avanzada se capturaron ejemplares de la especie *Scathophaga stercoraria*. Su presencia en este medio tiene fines predadores sobre los restantes dípteros. Las larvas se desarrollan en excrementos. BAUMGARTNER (1986) señala que la especie *Scathophaga tropicalis*, muy cercana taxonómicamente a *S. stercoraria*, prefiere esperar a sus presas junto a la carroña que alimentarse de la misma.

Saprófagos: Dos especies saprófagas fueron encontradas con frecuencia en los cadáveres; se trata de adultos de *Piophilidae casei*, presente en ambos ambientes en la segunda mitad del proceso de descomposición y *Physiphora demandata* (especie coprófaga) solo encontrada en el C1, al sol y en la fase de descomposición activa.

En la prueba otoñal la presencia permanente de *Musca domestica* es debida a su carácter antropófilo, aunque en ningún momento se comprobaron puestas o desarrollos larvarios. Lo mismo ocurrió en las restantes

estaciones. La máxima concentración se produce en los primeros días para alimentarse de la sangre.

Por último, entre las especies más frecuentemente capturadas se encontró en los restos expuestos a la sombra, ejemplares adultos de *Scatopse nonata*, durante la última etapa de descomposición. Esta especie es polífaga y con un marcado carácter sinantrópico, aunque también se puede encontrar en el medio natural. No se han encontrado larvas de esta familia en los cerdos, pero éstas se pueden desarrollar en materia orgánica en descomposición (Haenni, comunicación personal).

Otras especies saprófagas de las familias Fanniidae, Sphaeroceridae y Carnidae, se han encontrado exclusivamente entre los cerdos en ambiente de sombra, así como un representante de la familia Phoridae, capturado en restos expuestos al sol.

Oportunistas: La presencia de *Delia platura* como adulto fue accidental.

E.8.1.2. ORDEN COLEOPTERA

Necrófagos: El sílfido *Thanatophilus sinuatus* ha sido el coleóptero necrófago más frecuente, especialmente en ambientes de sombra, donde aparece antes. PARDO-ALCAIDE & YUS (1975) documentan su biología necrófaga. Excepcionalmente se localizaron ejemplares de *Silpha tristis* y *Necrodes littoralis* en ambiente de sombra, siendo estas dos capturas las únicas de todas las pruebas realizadas.

En los primeros estadios de descomposición se encontraron ejemplares de la familia Cleridae, de la especie *Necrobia rufipes*, presentándose antes al sol que en sombra. En el trabajo de ESPAÑOL (1949) se describe a esta especie como necrófaga, carnívora y predadora. *N. rufficolis* fue también capturada de forma excepcional.

Los nitidúlidos se encuentran con frecuencia alimentándose en la carroña y en materia vegetal en descomposición. *Nitidula flavomaculata* se presentó en la etapa de descomposición activa hasta el final del proceso.

En ambiente soleado se encontraron ejemplares de la familia Dermestidae, de la especie *Dermestes frischii* que no tuvo presencia en la zona de sombra. Fue localizado en la fase de descomposición activa, con todas las larvas de dípteros alimentándose y los líquidos rezumando de los cadáveres. Se definen como dermatófagos, sobretodo sus larvas, ya que su alimentación principal es la piel de los cadáveres.

En la etapa de descomposición avanzada se capturaron dos especies carroñeras de Cholevidae. Sus larvas fueron colectadas en la fase de descomposición activa, en ambiente soleado.

Necrófilos: No existen apenas diferencias entre ambientes para los representantes de la familia Staphylinidae. GOFF & FLYNN (1991) utilizaron entre otras evidencias entomológicas a una especie de esta familia (*Philonthus longicornis*) para determinar el intervalo

Tabla 98. Himenópteros identificados en la prueba de Otoño.

Ambiente	ESPECIES	FUNCIÓN BIOLÓGICA
Sol	Chalcidoidea, Pteromalidae: <i>Spalangia cameroni</i>	Parasita pupas en solitario de Sarcophagidae, Muscidae
	Proctotrupoidea, Diapriidae: <i>Aneurhynchus sp.</i>	Endoparásito de dípteros Cyclorrhapha
Sombra	Chrysidoidea: <i>Bethylidae sp.</i>	Parasita coleópteros y lepidópteros
	Ichneumonoidea, Braconidae: <i>Aphaereta sp 1</i>	Parasita Anthomyidae y Calliphoridae
	Ichneumonoidea, Braconidae: <i>Aspilota sp. 1</i>	Parasitoide
	Ichneumonoidea, Ichneumonidae: <i>Cryptinae sp. 3</i>	Parasitoide
	Proctotrupoidea, Diapriidae: <i>Basalis nr singularis</i>	Endoparásito de pupas y larvas de dípteros

postmortem en un caso real ocurrido en Hawaii. La especie que se ha presentado con más frecuencia y mayor número es *Creophilus maxillosus*. Su aparición se produce desde el 4º día (de forma similar a lo indicado por RICHARDS & GOFF, 1997 desde el día 6º). Su labor predatora ha sido intensa entre las larvas de los dípteros.

Histeridae, familia también necrófila, presenta diferencias según ambientes; así sólo en la zona de sol se presentaron durante ciertos días, sobre todo en el estado de descomposición activa, cuando el número de larvas de dípteros es mayor (NUORTEVA, 1970). *Saprinus subnitescens* es la especie más frecuente.

Princidium bipunctatum es un carábido habitual en la zona de sombra en la etapa de descomposición avanzada. Otros coleópteros necrófilos, predadores oportunistas de la familia Carabidae, se han encontrado excepcionalmente en la zona de sol, como *Trechus quadristriatus* y en la zona de sombra, además de ésta, *Harpalus affinis* y *Asaphidiom curtum*.

Saprófagos: Se han encontrado dos familias que pueden ser asignadas a esta categoría: Anthicidae y Mycetophagidae, cuyas especies utilizan la materia orgánica en descomposición para alimentarse. Las capturas se han producido en la zona de sombra, en las fases de descomposición activa y avanzada. Excepcionalmente se capturó un ejemplar de la familia Helophoridae, del género *Helophorus*.

E.8.1.3. ORDEN HYMENOPTERA

Necrófilos: La familia Formicidae sólo hizo acto de presencia en los primeros días invadiendo la zona del corte del cuello, sobre todo la especie *Camponotus pilicornis*, pero cuando la sangre y demás líquidos se secaron, las hormigas desaparecieron hasta la fase de descomposición avanzada.

La naturaleza parásita/parasitoide del resto de representantes de este orden, les hace acudir a este medio carroñero para alimentarse o completar sus ciclos vitales, buscando hospedadores (BRANDLEIGH & IWANTSCH, 1980). Pueden utilizar como hospedadores a larvas o pupas de dípteros o de coleópteros.

Solamente dos taxones se han capturado con frecuencia en cuanto al número y a su presencia temporal; se trata de ejemplares del género *Alysia sp.* que se capturaron principalmente en la fase de descomposición activa en ambos ambientes y los de la especie *Nasonia vitripennis*, que se encontraron principalmente en la

fase de descomposición avanzada. Ambas son parásitas de larvas y pupas de dípteros Cyclorrhaphos, de la familia Calliphoridae. Del resto de taxones identificados (7) se expresa su acción biológica en la tabla 98.

E.8.1.4. ORDEN PARASITIFORMES

Saprófagos: Desde que MÉGNIN (1894) incluyera a los ácaros entre los trabajadores de la muerte clasificándolos en su sexta oleada, estos artrópodos han sido asociados normalmente a estadios tardíos de descomposición (estado seco). Sin embargo, en nuestro estudio, fueron colectados en todos los estadios de descomposición. Han sido clasificado hasta el nivel de familia o género; son seres de vida libre, polífagos, que se alimentan de materia orgánica en descomposición y que han acudido a la carroña a alimentarse. De los ejemplares capturados, cuatro son adultos (hembras) del género *Arcteseius*; el resto, son estadios inmaduros. En el caso del género *Haemogamasus* puede tratarse de especies de carácter forético, como los del género *Uroseius*. Si biología forética hace difícil discernir si han llegado o estaban ya presentes en el medio (LECLERCQ & VERTRAETEN, 1988a). En nuestro caso pensamos que dado lo efímero del recurso y la ausencia de adultos, los ejemplares capturados llegaron en foresia a través de dípteros o coleópteros hasta los cadáveres.

E.8.1.5. ORDEN ACARIFORMES

Necrófilos: Los ácaros más abundantes en cuanto a número y presencia por días durante todo el proceso son los de la familia Trombidiidae, de hábitos predadores en estado adulto.

E.8.1.6. ORDEN PSEUDOSCORPIONIDA

Pselaphochernes lacertosus es la única especie colectada. Su presencia -como oportunista- se debe probablemente a sus hábitos de caza, especialmente de los colémbolos del mantillo.

E.8.2. Verano 98 (3/8/98-2/9/98)

E.8.2.1 ORDEN DIPTERA

Necrófilos: En esta estación se repiten y casi no se diferencian las frecuencias temporales de presentación en ambos ambientes de las especies *C. albiceps* y *L. sericata*, que dominaron completamente el medio. Destaca la ausencia de ejemplares del género *Callipho-*

ra, debida a las altas temperaturas ambientales. Adultos de la familia Sarcophagidae fueron capturados al principio en el estado fresco en todos los cerdos y aunque hubo desarrollo larvario su presencia fue testimonial en comparación con el conjunto de la masa de larvas. Sólo en los restos expuestos al sol se coincide con las observaciones de HALL & DOISY (1993) para el Medio Oeste de los EE UU respecto a la temprana presencia de especies del género *Sarcophaga*.

Necrófilos: Durante esta estación se capturó excepcionalmente un ejemplar de la familia Hybotidae, género *Drapetis*, en sombra. Su naturaleza es de carácter predador sobre otros dípteros.

Saprófagos: La sinantrópica *M. domestica* estuvo presente como adulto durante todo el proceso en ambos ambientes alimentándose de los jugos desprendidos del cadáver, pero no se encontraron larvas. Como en otoño, adultos de *Piophilha casei* fueron capturados en la zona de sombra sólo en la etapa de descomposición activa. La especie *Physiphora demandata* se capturó también en ambos ambientes desde el estado hinchado hasta el final.

Y con un carácter excepcional puede señalarse la presencia mínima de tres representantes de la familia Drosophilidae (el mismo día) y dos especies del género *Fannia* (una de ellas *F. leucosticta*, primera cita para España), todos ellos en la etapa de descomposición activa. En la etapa posterior se capturaron dos ejemplares de la familia Phoridae en los cerdos a la sombra.

Oportunistas: Se capturó un ejemplar de la familia Anthomyiidae, en la etapa de descomposición activa.

E.8.2.2 ORDEN COLEOPTERA

Necrófagos: Presentes en todos los cerdos y ambientes se encontraron ejemplares de las familias Nitidulidae (*N. flavomaculata*), Cleridae (*N. rufipes*) y Dermestidae (*D. frischii*). De ésta última su captura durante toda la prueba coincide con los resultados obtenidos en los trabajos de ANDERSON & VANLAERHOVEN (1996) y AVILA & GOFF (1998). *N. rufipes* estuvo presente (como en otoño) desde la etapa de hinchado. En ambos casos, se les suele asociar por su biología a etapas de descomposición secas; sin embargo en esta prueba adelantaron su presencia.

Solamente en la zona de sombra se capturaron ejemplares del sílfido *T. sinuatus*, así como del clérico *N. rufficolis*, que se capturó con frecuencia en la segunda mitad del proceso de descomposición, en ambos casos de forma poco notoria. La especie más capturada de colévido fue *Catops coracinus*, cuya conducta necrófaga (de toda la familia Cholevidae) ha sido documentada por NABAGLO (1973) y GIACHINO & TOSTI-CROCE (1986). En el estudio de MOURA *et al.* (1997) en el estado de Paraná (Brasil) los representantes de esta familia fueron encontrados a lo largo de todo el año, en ambiente de bosque, pero en estados de descomposición posterior al seco (el llamado “*adipocere-like stage*”). Únicamente en los cerdos expuestos al sol,

se colectó a la especie *D. undulatus* de la familia Dermestidae.

Necrófilos: La familia más abundante es Staphylinidae, presente en ambos ambientes sobre todo en la fase de hinchado, que coincide con una alta concentración de larvas en un espacio reducido. La especie que se capturó en mayor número fue *Aleochara (s.str.) curtula* (coincidiendo con CHAPMAN & SANKEY, 1955). Destaca la ausencia de la especie *Creophilus maxillosus* en la zona de sol y su escasa presencia y solamente en las últimas fases de descomposición, en la de sombra. La otra familia predadora dominante es Histeridae, presente siempre y sin apenas variaciones entre los dos ambientes. De los datos obtenidos, la especie *Saprinus georgicus* ha dominado en ambiente de sol y *Saprinus subnitescens* en la sombra. En la zona de sombra, se capturó un predador ocasional de la familia Carabidae: *Princidium bipunctatum*.

Saprófagos: En la zona de sombra, se capturó por primera vez un ejemplar de la familia Scarabaeidae, *Aphodius (Calamosternus) granarius*, en la fase de descomposición activa. Se trata de una especie polífaga y se encuentra en casi todo tipo de excrementos, detritus vegetales en descomposición o terrenos ricos en humus (RUANO *et al.*, 1988). En esta estación su captura fue accidental, aunque en la prueba invernal fueron abundantes.

Oportunistas: El día 10° de la prueba se capturó un ejemplar de la familia Phalacridae de hábitos florícolas.

E.8.2.3 ORDEN HYMENOPTERA

Necrófilos: Todos los ejemplares capturados de este orden se consideran necrófilos ya que pueden actuar como predadores. Es el caso de los Formicidae, con una presencia casi constante en todos los estados de descomposición y ambientes, aunque sin modificar el curso del proceso, limitándose a sorber los jugos desprendidos de los cadáveres. En algún caso se ha comprobado el transporte hacia sus hormigueros de larvas de dípteros. Las especies más frecuentes fueron *Tetramorium semilaeve* en el sol y *Pheidole pallidula* en la sombra.

El resto de representantes son himenópteros parasitoides de los que solamente se capturaron ejemplares de la familia Pteromalidae (*Nasonia vitripennis*) con una frecuencia notable en las dos últimas fases de descomposición.

E.8.3. Invierno 98 – 99 (20/12/98-19/4/99)

E.8.3.1. ORDEN DIPTERA

Necrófagos: En la estación invernal, la especie más abundante que se ha encontrado en todos los estadios de descomposición y ambientes ha sido *C. vicina*, que pasa el invierno en estado adulto y activo (LECLERCQ, 1948).

En estado adulto se encontró *L. sericata*, que desde mediados de febrero ya no faltó hasta el final del proceso, aunque sus puestas pasaron desapercibidas.

La especie *C. vomitoria* fue capturada en los cuatro cerdos pero en cantidades muy reducidas. Sólo ha sido capturada como adulto en esta estación (en primavera se encontraron algunas larvas). Se considera a esta especie propia de hábitats forestales y agrestes (LECLERCQ & VERSTRAETEN, 1988b).

Otras especies presentes fueron *S. melanura* (Sarcophagidae) o *Hydrotaea* sp. (en número reducido y sin desarrollo larvario), así como *Hydrotaea armipes* en la zona de sol, en la fase de descomposición activa; sus larvas son carnívoras obligatorias (SKIDMORE, 1985) y según CHAPMAN & SANKEY (1955) la especie en el Reino Unido ocupa el mismo nicho ecológico que el género *Chrysomya*, con el que compete.

En la sombra, al principio del proceso, se capturaron ejemplares de la familia Trichoceridae que pudieron estar alimentándose de los tejidos o incluso efectuando puestas aunque no pudo constatarse este extremo. También se capturaron ejemplares de la familia Chloropidae a los que BRAACK (1987) incluye en su clasificación como comedores de carne, sarcófagos.

Necrófilos: Los ejemplares necrófilos de *Scathophaga stercoraria* acudieron a este medio con el único fin de alimentarse de otros dípteros.

Saprófagos: Las especies *Piophilidae casei* y *Prochyliza nigrimana* se encontraron sin diferencias entre el sol y la sombra. Siguió presente los dípteros antropófilos, aunque en esta estación son poco frecuentes (*M. domestica* y *M. stabulans*) y sólo para alimentarse de los líquidos de los cadáveres. También se vuelven a capturar ejemplares de la familia Scatopsidae, en los dos ambientes y de las dos especies ya citadas en la prueba otoñal. Sólo en la zona soleada se encontraron ejemplares de la familia coprófaga Ulidiidae.

Los estadios larvarios de los dípteros de la familia Sphaeroceridae, utilizan generalmente los excrementos para cría y se consideran coprófagos; sin embargo también pueden desarrollarse en carroña (BUCK, 1997). Es más común encontrarlos en el ambiente de umbría, pero en nuestra prueba apenas hubo diferencias entre ambientes y se capturaron durante todo el proceso. En el sol la especie que se capturó en más ocasiones fue *Coproica vagans* y en la zona de sombra, *C. hirticula*.

En la zona de sol, en la segunda mitad del proceso de descomposición, se capturaron ejemplares de la familia Fanniidae, siendo la especie *Fannia canicularis* la que más veces se capturó. Esta familia tiene un marcado carácter antropófilo (BERANGER, 1990, 1992). En ningún caso se encontraron larvas, aunque habitualmente éstas se desarrollan en la carroña.

Las especies de la familia Drosophilidae viven de materia orgánica vegetal en descomposición, aunque los estados inmaduros de las especies más cosmopolitas y relacionadas con el hombre pueden desarrollarse sobre cadáveres pues sienten atracción por los líquidos pútridos exudados (SMITH, 1985).

En la zona de sombra y debido en parte a la humedad presente, la superficie de los cerdos se cubrió

de hongos en diferentes partes anatómicas y durante varias etapas del proceso de descomposición. Esta es la causa de que dípteros de la familia Sciaridae estuvieran presentes durante todo el proceso, ya que se alimentan de los micelios de los hongos, lo cual coincide con las observaciones de BUCK *et al.* (1997) respecto a *Lycorieiella castanescens*.

En el ambiente soleado, en el estado de descomposición fresco e hinchado, se capturaron adultos de *Muscina levida* (= *Muscina assimilis*), normalmente atraída hacia los excrementos y materia vegetal en descomposición. KENTNER & STREIT (1990), usando como cebo a cadáveres de pequeños mamíferos encontraron con más frecuencia a *M. assimilis* en las zonas de sombra y HANSKI (1976), en Finlandia, con cebos de hígado vacuno, encontró que esta especie está presente en abundancia en la naturaleza, en los sitios abiertos. La presencia de sus larvas, sin embargo, fue casi accidental debido a que otras especies necrófagas (por ejemplo de la familia Calliphoridae) son las que dominan el medio. En el estado de descomposición activa se capturaron dos especies de la familia Muscidae: *Hydrotaea palaestrica*, poco común, rara en la naturaleza y *Hebecma fumosa*, cuyas larvas se desarrollan en la basura y excrementos de bovino y caballo.

La presencia de ejemplares de la familia Phoridae en el estado fresco en la sombra o en el estado hinchado de los cerdos expuestos en el sol, contrasta con su habitual inclusión en estados de descomposición más avanzados, aunque esta asociación ya se puso en duda en LECLERCQ & WATRIN (1973).

También fue capturada una especie de la familia Bibionidae, *Dilophus* sp.; NABAGLO (1973) señaló a esta familia como asociada al primer estado de descomposición (al que llamó preparativo). En sus tablas de resultados de aparición aparece solamente en primavera y en las muestras enterradas, por lo que sugirió que su presencia podía estar relacionada con los túneles subterráneos excavados por los roedores.

Las especies de la familia Psychodidae se asocian normalmente a ambientes acuáticos, donde se desarrollan sus larvas, aunque también puede encontrarse en materia orgánica en descomposición; tienen gran importancia para el hombre ya que algunas subfamilias pueden actuar como vectores de enfermedades y otras como productoras de miasis (LUCIENTES *et al.*, 1996). En nuestras pruebas se han capturado exclusivamente en los cerdos a la sombra.

Los ejemplares de la familia Chironomidae, *Bryophaenocladus ictericus* y *Smittia aterrima*, se encontraron en la carroña alimentándose de la misma; la mayoría de sus especies están ligadas a ambientes acuáticos y pueden ser utilizadas como indicadores para encontrar los periodos postmortem de inmersión en agua de los cadáveres sumergidos (HASKELL *et al.*, 1989; HAWLEY *et al.*, 1989).

Tres especies de la familia Heleomyzidae se capturaron en la zona de sombra aunque su presencia fue meramente testimonial y otra en ambiente soleado.

Oportunistas: Durante todo el proceso de descomposición, se ha encontrado tanto al sol como a la sombra especies de la familia Anthomyiidae. Esta familia se asocia a materia vegetal en descomposición aunque algunas especies también son coprófagas (*Aida cinerella*, *Anthomya pluvialis*) (Ackland, comunicación personal). Pero para la mayoría de autores, su relación con la carroña debe ser considerada como oportunista.

La presencia de dípteros de la familia Calliphoridae, del género *Pollenia*, fue para alimentarse de los líquidos ya que sus larvas se desarrollan como parásitas de oligoquetos (GRASSÉ, 1985). Otras especies capturadas son completamente ajenas al proceso de descomposición como, por ejemplo, *Sepsis fulgens* (de la familia Sepsidae y régimen florícola), ejemplares de la familia Cecidomyiidae (que se desarrollan dentro de tejidos vegetales, produciendo agallas, CARLES-TOLRÁ, 1997), *Geomyza tripunctata* (familia Opomyzidae, fitófago), algún Simuliidae o un mosquito culicido (*Culex pipiens*).

E.8.3.2. ORDEN COLEOPTERA

Necrófagos: Silphidae: *Thanatophilus ruficornis* y *T. sinuatus*, pero limitándose a la fase de descomposición activa, aunque en la sombra la especie dominante haya sido la primera; su presencia durante los primeros 60 días de la prueba es testimonial, pero al final ambas compartieron el sustrato. En cuanto a la familia Cleridae, *Necrobia rufipes* no muestra diferencias entre ambientes, concentrándose al final del proceso de descomposición. Aparece la tercera especie de esta familia, *N. violacea*, aunque en el sol sólo testimonialmente; por contra, en la sombra es todavía más frecuente que la anterior, concentrándose también al final del proceso. Los representantes de la familia Nitidulidae se encontraron en ambos ambientes de igual manera y durante todo el proceso de descomposición. Se capturaron ejemplares de las especies *Nitidula bipunctata* y *Nitidula carnaria*. En TOMBERLIN & ADLER (1998) se pone de manifiesto la necesidad de realizar más estudios de sucesión de insectos en cadáveres en la estación invernal y se hace referencia al artículo de ADAIR & KONDRATIEFF (1996) en el que se menciona la captura durante los primeros 54 días de ejemplares de *Nitidula flavomaculata* en un cadáver humano, en Colorado, EE UU. Entre los consumidores de piel y otros restos secos, *Dermestes frischii* (Dermestidae) se presenta durante todas las etapas en el sol y sólo a partir de la etapa de descomposición activa en la sombra.

En la zona soleada, en la etapa de descomposición activa se capturó un único ejemplar de *N. rufficollis*.

Necrófilos: Los histéricidos estuvieron presentes durante todas las etapas en ambiente de sol, siendo la especie más frecuente *Saprinus detersus*. En la sombra, la más frecuente fue *Margarinotus (Paralister) brunneus*. La familia Staphylinidae ha sido la que ha estado durante más días presente en el medio y la que más especies ha aportado, siendo la más frecuente *Atheta (s.str.) graminicola*.

Diferentes especies de la familia Carabidae acudieron a la carroña a alimentarse de otros insectos: *Harpalus distinguendus*, *Demetrias atricapillus*, *Microlestes reitteri* y *Microlestes negrita*. En la zona de sombra, en la fase de descomposición fresca, se capturaron otras especies: *Poecilus cupreus cantabricus* y *Eotachys bistratus* y en la etapa de descomposición activa, *Trechus quadristriatus*.

Saprófagos: De las dos especies de la familia Anthicidae capturadas, *Leptaleus rodriguezii* fue la única frecuente. Esta familia es atraída por la materia orgánica en descomposición; de hecho, BUCCIARELLI (1980) menciona al “salami” como un buen cebo. Tanto al sol como en la sombra en la segunda mitad del proceso se capturaron ejemplares de la familia Scarabaeidae: *Aphodius (Calamosternus) granarius*, de amplio espectro alimentario y citado como coprófago polífago, encontrándose también en cadáveres y restos vegetales en descomposición (RUANO *et al.*, 1988).

Asociados a condiciones más bien sombrías y húmedas se encontraron ejemplares de la familia Mycetophagidae, que cuentan entre su alimento a los hongos en descomposición (HOULBERT, 1922).

Oportunistas: En la etapa de fresco, se capturaron dos ejemplares fitófagos, uno en cada ambiente, de la familia Chrysomelidae: *Phyllotreta procera* y *Longitarsus melanocephalus*, así como un elatérico, *Cidnopus pilosus*.

E.8.3.3. ORDEN HYMENOPTERA

Necrófilos: El frío del invierno no fue obstáculo para que los ejemplares del género *Alysia* se presentaran en ambos ambientes durante todo el proceso de descomposición, aunque fue más frecuente en el sol. Ejemplares de *Nasonia vitripennis* han sido capturados en el sol y a la sombra pero sólo durante unos días a partir del 100° de exposición. No hubo ninguna aparición de esta especie en el estudio de cría controlada. Respecto al resto de taxones identificados (12) véase la tabla 99. A partir de pupas de Calliphoridae emergieron dos ejemplares de *Psilus* sp.

Oportunistas: Uno de los ejemplares identificadas en la zona del sol, *Lasioglossum?* sp. (Apidae / Halictidae) tiene una biología florícola.

E.8.3.4. ORDEN PARASITIFORMES

Saprófagos: En esta estación apareció un nuevo ácaro en ambos ambientes: *Parasitus* sp., en estado inmaduro, salvo una hembra adulta encontrada en la sombra. En la sombra se han repartido por todos los estadios de descomposición y en ambos ambientes el género *Haemogamasus*, en estado inmaduro.

Oportunista: Se han capturado garrapatas en tres de los cuatro cerdos y siempre a partir del día 100° de exposición de los cadáveres.

Tabla 99. Himenópteros identificados en la prueba de invierno.

Ambiente	ESPECIES	FUNCIÓN BIOLÓGICA
Sol	Chalcidoidea, Eulophidae: <i>Necremnus tidius</i>	Parasitoide
	Chalcidoidea, Pteromalidae: <i>Callitula bicolor</i>	Parasitoide
	Chalcidoidea, Pteromalidae: <i>Pachyneuron formosum</i>	Parasitoide primario de Syrphidae
	Proctotrupeoidea, Diapriidae: <i>Psilus punctaticeps</i>	Parasitoide
	Ichneumonoidea, Ichneumonidae: <i>Cryptinae</i> sp. 1, sp. 2	Parasitoide
	Proctotrupeoidea, Diapriidae: <i>Trichopia</i> sp.	Endoparásito de pupas y larvas de dípteros
Sombra	Cynipoidea, Cynipidae: <i>Figites</i> sp.	Ovoposita en larvas jóvenes de Cyclorrhapha
	Ichneumonoidea, Braconidae: <i>Aspilota</i> sp. 1	Parasitoide
	Ichneumonoidea, Braconidae: <i>Blacus (Blacus)</i> sp.	Parasitoide de larvas de coleópteros
	Ichneumonoidea, Braconidae: <i>Microctonus</i> sp.	Parasitoide de coleópteros adultos, Chrysomelidae, Carabidae, Curculionidae
	Proctotrupeoidea: <i>Platygasteridae</i> sp.	Parasitoide

E.8.3.5. ORDEN ACARIFORMES

Necrófilos: La presencia de ácaros de la familia *Trombididae* como predadores se ciñó casi exclusivamente a la zona de sombra y a un pequeño número de ejemplares.

E.8.3.6. ORDEN PSEUDOSCORPIONES

Oportunistas: Fueron capturados dos ejemplares de *Lamprochernes nodosus s.str.*, enganchados en las patas de sendas *L. sericata* posadas sobre la superficie los cerdos, demostrándose el carácter forético de su comportamiento.

E.8.3.7. ORDEN SIPHONAPTERA

Oportunistas: Las dos especies encontradas únicamente en el C4 han sido capturadas pasados 60 días de la prueba. Los mamíferos que han estado alimentándose de los restos deben ser los responsables de su aparición.

E.8.3.8. ORDEN LEPIDOPTERA

Oportunista: Recogida una oruga en la capa de tierra que se puso debajo del C3 en el que sería el día 130° de la prueba y puesta en cría controlada, emergió un ejemplar de la especie *Agrotis segetum* (Noctuidae) que en ocasiones es abundante en la península Ibérica.

E.8.4. Primavera 99 (23/5/99-22/6/99)

E.8.4.1. ORDEN DÍPTERA

Necrófagos: En esta estación se alcanzó la mayor riqueza de especies necrófagas, si bien la especie dominante fue *L. sericata*. *L. silvarum* estuvo presente sobre todo en los primeros momentos de exposición de los cerdos (luego decreció ostensiblemente, aunque su presencia larvaria fue continuada en el tiempo y se encontraron en cría controlada durante todo el proceso). Esta especie está ligada a hábitats húmedos, cerca de cursos de aguas, pues sus larvas parasitan facultativamente a los anfibios (MARTÍNEZ-SÁNCHEZ *et al.*, 1998).

Sólo en el ambiente soleado se capturó con cierta frecuencia a *C. albiceps*; *C. vicina* fue habitual únicamente en la zona de sombra.

De los sarcófagos la especie más común fue *S. lehmanni*, con presencia mayoritaria de machos en la sombra y hembras en el sol. Entre los múscidos *Hydrotaea aenescens* no presenta diferencias entre ambientes y su presencia estuvo asociada a las fases de descomposición con abundante actividad larvaria.

Necrófilos: Se han capturado ejemplares de dos familias predatoras de otros dípteros: Hybotidae, que se capturó durante la etapa de hinchado y un ejemplar de Asilidae, en la fase de descomposición activa.

Saprófagos: *M. domestica* y *M. stabulans* estuvieron presentes, alimentándose durante todo el proceso de descomposición. Nuevamente se encontraron ejemplares de la familia Fannidae desde el principio de la prueba (coincidiendo con lo señalado en VANLAERHOVEN & ANDERSON, 1999, a pesar de que esta familia suele asociarse a estadios tardíos de descomposición). *F. cannicularis* estuvo presente en todos los cerdos.

Se capturaron especies de la familia Piophilidae en ambas zonas y en las mismas etapas de descomposición. Esta estación fue la única con desarrollo larvario, lo que se constató a partir del día 24° de exposición, cuando ya no quedaban larvas de ninguna de las especies previamente dominantes. No es frecuente que se utilice a la especie *P. casei* como indicador de la data de la muerte, pero en uno de los casos que estudió BENECKE (1998) fue utilizada, encontrando además que la heroína no acorta significativamente el desarrollo larvario en esta especie (lo que sí ocurre en otros artrópodos).

Los ejemplares de la familia Sphaeroceridae también se localizaron en ambas zonas, aunque más frecuentemente y con mayor presencia numérica en la de sombra (especialmente *Coproica vagans*).

De la familia Phoridae, también saprófaga y más frecuentes en la zona sombría, se capturaron ejemplares, pero no se encontraron larvas. Su aparición en la fase de estado fresco, en los primeros estadios del proceso,

coincide con las observaciones de GREENBERG & WELLS (1998) para diversas localidades.

En todos los restos se han capturado ejemplares de la familia Ulidiidae. Y excepcionalmente un ejemplar de *Hebecnema fumosa*, de la familia Muscidae.

Oportunistas: Se han capturado en los cerdos expuestos a la sombra durante los primeros días del proceso ejemplares de *Melinda veridicyanea*, cuyas larvas tienen un régimen trófico parasitario sobre gasterópodos terrestres (MARTÍNEZ-SANCHEZ *et al.*, 1998).

De nuevo han sido capturados en todos los restos ejemplares de la familia Anthomyiidae. En el ambiente soleado, en la fase de descomposición activa, se han encontrado ceratopogónidos y tabánidos. También han sido detectados ejemplares aislados de la familia Therevidae poniendo sus huevos en la tierra próxima a los cerdos.

E.8.4.2. ORDEN COLEOPTERA

Necrófagos: El sílfido *Thanatophilus sinuatus* fue la única especie capturada en los cuatro cerdos, especialmente en la zona de sombra, aunque compartió el sustrato con *T. ruficornis*. Entre los cléridos, fueron capturadas las especies *Necrobia rufipes* (la más abundante), *N. rufficollis* y *N. violacea* y entre los derméstidos *Dermestes frischii* y *D. undulatus*. La importancia de esta familia como consumidora y aceleradora de la descomposición es remarcada por LORD & BURGER (1983).

Sólo en esta estación aparece un miembro de la familia Colonidae (cinco ejemplares en total). Su presencia coincide con la ausencia de la familia Cholevidae. No se detectaron larvas.

Necrófilos: Entre los histéridos, *Saprinus georgicus* fue la especie más abundante en ambiente de sol (igual que en verano) y en la sombra, *S. subnitescens* (como en otoño y verano). El estafilino *Aleochara (Heterochara) spissicornis* fue el más frecuente junto a *Creophilus maxillosus*. En zona de sombra vuelve a aparecer el carábido *Princidium bipunctatum*. Otros carábidos presentes fueron *Trechus quadristriatus*, *Licinus granutatus* y *Microlestes negrita*. Coincidiendo con las observaciones de PESCHKE *et al.* (1987) los coleópteros predadores siempre se encuentran fuera de la gran masa de larvas consumidoras, es decir, en la periferia del cadáver.

Saprófagos: En la zona al sol se capturaron ejemplares aislados en la fase de hinchado de las familias Anthicidae, Hydrophilidae y más adelante, en descomposición activa, se volvieron a localizar ejemplares a la sombra de las mismas familias. Respecto a los hidrófilos, REDD (1958) señala que el género *Cercyon* deposita sus huevos sobre el estiércol, tierra húmeda y cadáveres abandonados. También fueron capturados coleópteros

de la familia Cryptophagidae, presente por primera vez en todas las pruebas; en ZAHRADNIK (1989) se indica que "*Los adultos y las larvas se alimentan tanto de restos orgánicos como de mohos, excrementos de otras especies y plantas jóvenes*".

En los dos ambientes y tanto en estado fresco como en descomposición activa se capturaron ejemplares de naturaleza coprófaga de la familia Scarabaeidae, de la especie *Ontophagus (Paleonthophagus) ruficapillus*, nueva en esta estación para todas las pruebas.

Oportunistas: Dos especies de la familia Nitidulidae, *Soronia punctatissima* y *Carpophilus freemani*, de costumbres fitosaprófagas, micetotófaga y florícola, fueron encontrados en ambos ambientes en la fase de hinchado. En la misma también fueron capturados ejemplares en la sombra de la familia Elateridae (*Cidnopus pilosus*). PERRIER (1967) señala que la especie se encuentra sobre hierbas y matorrales en regiones boscosas. También se ha capturado al sol, en fase de descomposición activa, un tenebriónido, *Scaurus punctatus*, de biología detritívora. Otros oportunistas fueron: en la sombra, el escarabeido *Valgus hemipterus* (que vive en madera muerta) y el carábido *Ditomus capito*, así como el crisomélido *Gastroidea poligoni*.

E.8.4.3. ORDEN HYMENOPTERA

Necrófilos: Los escasos ejemplares de hormigas cumplieron su papel habitual aprovechando los líquidos rezumantes del cadáver y ocasionalmente predando sobre larvas de dípteros. La especie más frecuente fue *Lasius grandis*.

Alysia sp. y *Nasonia vitripennis* volvieron a aparecer en esta estación (especialmente la segunda). Para el resto de taxones identificados (8) véase la tabla 100.

Por último, en el que sería el día 65° de la prueba de primavera (27/7/99) se encontraron enterrados en la capa de arena, dos ejemplares del crisídido *Elampus (Philoctetes)* sp., parásito de nidos de *Aculeata*.

E.8.4.4. ORDEN PARASITIFORMES

Saprófagos: Algunos ácaros parasitiformes fueron colectados esporádicamente, tanto al sol como a la sombra, con una frecuencia mínima pero repartidos en todas las etapas de descomposición.

Oportunistas: De nuevo se encontraron ejemplares de la familia Ixodidae en los cerdos expuestos a la sombra.

E.8.4.5. ORDEN PSEUDOSCORPIONIDA

Oportunistas: Un ejemplar de *Lamprochernes nodosus* s.str. es vuelto a colectar el día 7° de la prueba bajo los restos.

Tabla 100. Himenópteros identificados en la prueba de primavera.

Ambiente	ESPECIES	FUNCIÓN BIOLÓGICA
Sol	Proctotrupeoidea: <i>Ceraphrontidae</i> sp.	Parasitoide
	Apoidea, Spheciformes, Sphecidae: <i>Trypoxylon</i> sp.	Predador ?
Sombra	Ceraphronoidea: <i>Megaspilidae</i> sp.	Parasitoide
	Chalcidoidea, Pteromalidae: <i>Asaphes vulgaris</i>	Parásito secundario de Aphidae
	Chalcidoidea, Pteromalidae: <i>Pachyneuron formosum</i>	Parasitoide primario Syrphidae
	Chalcidoidea, Pteromalidae: <i>Pteromalus</i> sp.	Parasitoide
	Ichneumonoidea: <i>Braconidae</i> sp.	Parasitoide
	Ichneumonoidea, Ichneumonidae: <i>Cryptinae</i> sp.4, <i>Campoletis</i> sp.1, <i>Orthocentrinae</i> sp. 1, <i>Diplazon varicoxa</i>	Parasitoide

Tabla 101. Coeficiente de correlación Pearson entre las temperaturas máximas y mínimas de las estaciones locales 'in situ' y de la Estación meteorológica Monte Julia.

	MÁXIMAS		MÍNIMAS	
	SOMBRA	SOL	SOMBRA	SOL
OTOÑO	0,901	0,9045	0,6611	0,8234
VERANO	0,8916	0,8474	0,8657	0,893
INVIERNO	0,9015	0,9096	0,8475	0,8721
PRIMAVERA	0,1178	0,0461	0,7445	0,5665

E.9. Estudio estadístico

E.9.1. Tamaño De las larvas de dípteros

De los datos obtenidos en el estudio estadístico de tamaños de las larvas, se desprende que existe una gran variabilidad y que a medida que avanza el desarrollo de las larvas en los sucesivos estadios, aumenta la dispersión de resultados.

E.9.2. Correlación de temperaturas

Se ha analizado la correlación entre las temperaturas máxima y mínima tomadas en la estación local "in situ"

y en la Estación Meteorológica de Monte Julia a 3 km de distancia del lugar de la prueba. En los resultados se observó que tan solo en las pruebas de otoño e invierno (en ambos ambientes) se obtuvieron coeficientes de correlación Pearson muy cercanos al valor máximo (> 0,9) (Tabla 101), pero solamente en la comparación con las temperaturas máximas. En el resto, la correlación es simplemente aceptable para la temperatura máxima. Este relación ya fue mencionada por SHEAN *et al.* (1993).



F. CONCLUSIONES

1. Han sido identificados cuatro estados en el proceso de descomposición de los cadáveres: fresco, hinchado, en descomposición activa y en descomposición avanzada.
2. Se han estudiado e identificado ocho órdenes, 73 familias y 273 especies de artrópodos entre las que se cuenta la primera cita para España del díptero de la familia Fanniidae *Fannia leucosticta*, y una nueva especie para la ciencia de coleóptero Histeridae del género *Pholioxenus*.
3. Uno de los factores más importantes que influyen en la descomposición de los cadáveres, son las condiciones atmosféricas, especialmente la temperatura ambiental. En cinco de los ocho casos posibles estudiados, la velocidad de descomposición ha sido mayor en los cerdos expuestos al sol. Dadas las características del medio sombrío, con un porte arbóreo caduco, en la prueba invernal no hubo grandes diferencias.
4. En cuanto al número de taxones identificados por ambientes, hubo mayor riqueza biológica asociada a los ambientes en sombra, pero la mayor diversidad no influyó, al menos de forma significativa, en el proceso de descomposición o su velocidad. Por el contrario, han sido relevantes las diferencias entre estaciones, destacando en otoño y verano el dominio del recurso por parte de larvas de *Chrysomya albiceps*, la ausencia de dípteros del género *Calliphora* en verano y su dominancia en invierno, o el dominio de larvas de *Lucilia sericata* en primavera.
5. Las larvas de los dípteros de la familia Calliphoridae han sido los máximos responsables del consumo de los cadáveres. La presencia de dípteros necrófagos adultos en la carroña, no es garantía de la presencia de larvas alimentándose de la misma. Las especies más adaptadas a las condiciones climáticas ambientales propias del momento son las primeras en llegar a la carroña y poner sus huevos; en el resto de las especies las puestas y su desarrollo pueden retrasarse hasta encontrar unas condiciones ambientales favorables o un desarrollo biológico adecuado, pero cuando eso sucede, con frecuencia el medio se halla ocupado por huevos y larvas de las especies más rápidas.
6. De los resultados se puede concluir que la especie *Lucilia sericata* es la dominante en cuanto a rapidez en alcanzar los cadáveres y realizar sus puestas en las estaciones de otoño, verano y primavera. La especie *Calliphora vicina* fue la primera en invierno.
7. El lugar anatómico en el que las puestas, en todas las pruebas, ha tenido más continuidad y éxito de desarrollo es la boca, seguido de las heridas realizadas tanto en el cuello, como en la cabeza.
8. Las especies principales consumidoras del recurso y por lo tanto candidatas a ser utilizadas como indicadores forenses han sido: en otoño y verano, *Chrysomya albiceps*, pero teniendo en cuenta que siempre pudo haber una generación como mínimo de la especie *Lucilia sericata*. La especie *Lucilia sericata* es la que domina en la estación primaveral. Y en invierno, *Calliphora vicina* es la principal consumidora de los cadáveres.

9. Se ha encontrado una gran variación en los intervalos postmortem (PMI) obtenidos para cada especie identificada sobre la base de las larvas en su tercer estadio de desarrollo en comparación con lo esperado según la bibliografía. La variación, además de entre estaciones, afecta a ambientes. En todos los casos el proceso se ha adelantado sobre lo esperado; el tiempo ha sido menor en los cerdos expuestos al sol, confirmándose que el calor metabólico generado por las larvas en el cadáver y las elevadas temperaturas ambientales han influido favoreciendo el desarrollo y crecimiento larvario.
10. Con respecto al tamaño de las larvas de los dípteros y su relación con el estadio de desarrollo en que se encuentran, a medida que aumentan de tamaño, pasando de un estadio a otro, aumenta la dispersión de las medidas obtenidas, alcanzándose las máximas variaciones en el tercer estadio de los tres estudiados. Esta dispersión de medidas dificulta las posibles estimaciones de los intervalos postmortem basadas en el tamaño de las larvas muestreadas.
11. Estudiada la correlación entre las temperaturas máximas y mínimas de la Estación Meteorológica de Monte Julia y las estaciones locales o '*in situ*', se ha obtenido una correlación estadísticamente aceptable (salvo en la estación primaveral). La correlación es elevada tan solo para la temperatura máxima en los dos ambientes de las estaciones otoñal e invernal.

BIBLIOGRAFÍA

- ADAIR, T.W. & KONDRATIEFF, B.C. 1996. The occurrence of *Nitidula flavomaculata* (Coleoptera: Nitidulidae) on a human corpse. *Entomological News*, **107**: 233-236.
- ALONSO, M. A. & MANSILLA, O. 1988. *Clave artificial de las familias ibero-baleares y macaronésicas del Orden Coleoptera L. 1758*. Cátedra de Entomología. Facultad de Biología. Universidad Complutense. Madrid. 67pp.
- ANDERSON, G. S. 1997. The use of insects to determine time of decapitation: A case-study from British Columbia. *Journal of Forensic Sciences*, **42**(5): 947-950.
- ANDERSON, G. S. 1999. Wildlife forensic entomology: determining time of death in two illegally killed black bear cubs. *Journal of Forensic Sciences*, **44**(4): 856-859.
- ANDERSON, G. S. & VANLAERHOVEN, S. L. 1996. Initial studies on insect succession on carrion in Southwestern British Columbia. *Journal of Forensic Sciences*, **41**(4): 617-625.
- ASHWORTH, J. R. & WALL, R. 1994. Responses of the sheep blowflies *Lucilia sericata* and *L. cuprina* to odour and the development of semiochemical baits. *Med. Vet. Entomol.*, **8**(4): 303-309.
- AVANCI, R. M. & LINHARES, A. X. 1988. Selective attractiveness of rodent-baited traps for female blowflies. *Med. Vet. Entomol.*, **2**(1): 73-76.
- AVILA, F. W. & GOFF, M. L. 1998. Arthropod succession patterns onto burnt carrion in two contrasting habitats in the Hawaiian Islands. *Journal of Forensic Sciences*, **43**(3): 581-586.
- BÁGUENA, L. 1952. Algunas notas sobre entomología médico-legal. *Graellsia*, **X**: 67-101.
- BÁGUENA, L. 1965. Los grandes Silphidae Ibéricos (Coleoptera). *Graellsia*, **XXI**: 41-54.
- BAHILLO DE LA PUEBLA, P. & LÓPEZ-COLÓN, J. I. 1999. Cléridos de Aragón. *Catalogus de la Entomofauna Aragonesa*, **20**: 3-11.
- BARRIENTOS, J. A., coord. 1988. *Bases para un curso práctico de Entomología*. Asociación Española de Entomología, Salamanca. 721 pp.
- BAUMGARTNER, D. L. 1986. Notes on the distribution & bionomics of the dung-fly *Scathophaga tropicalis* in Peru. *Entomological News*, **97**: 208-214.
- BENECKE, M. 1998. Six forensic entomology cases: Description and commentary. *Journal of Forensic Sciences*, **43**(4): 797-805.
- BERANGER, L. P. 1990. *Les insectes dans l'enquête policière*. Ed. Boubeé, Paris. 56 pp.
- BÉRENGER, L. P. 1992. Notes sur quelques diptères à vocation judiciaire. *L'Entomologiste*, **48**(5): 217-220.
- BORNEMISSZA, G. F. 1957. An analysis of arthropod succession in carrion and effect of its decomposition on the soil fauna. *Australian Journal of Zoology*, **5**: 1-12.
- BOUREL, B., HÉDOUIN, V., MARTIN-BOUYER, L., BÉCART, A., TOURNEL, G., DEVEAUX, M. & GOSSET, D. 1999a. Effects of morphine in decomposing bodies on the development of *Lucilia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Forensic Science*, **44**(2): 354-358.
- BOUREL, B., MARTIN-BOUYER, L., HÉDOUIN, V., CAILLIEZ, J. C., DEROUT, D. & GOSSET, D. 1999b. Necrophilous insect succession on rabbit carrion in sand dune habitats in Northern France. *J. Med. Entomol.*, **36**(4): 420-425.
- BRAACK, L. 1987. Community dynamics of carrion-attendant arthropods in tropical African woodland. *Oecologia*, **72**: 402-409.
- BRADLEIGH, V.S. & IWANTSCH, G. F. 1980. Host suitability for insect parasitoids. *Ann. Rev. Entomol.*, **25**: 397-419.
- BRINDLE, A. & SMITH, K. G. V. 1978. The immature stages of flies. En Stubbs, A. & Chandler, P. Ed. *A dipterist's handbook*. The Amateur Entomologist's Society. London, 15: 38-64 pp.
- BUCCIARELLI, I. 1980. *Fauna d'Italia. Coleoptera. Anthicidae*. Calderini. Bologna. 240 pp.
- BUCK, M. 1997. Sphaeroceridae (Diptera) reared from various types of carrion and other decay substrates in Southern Germany, including new faunistic data on some rarely collected species. *Eur. J. Entomol.*, **94**(1): 137-151.
- BUCK, M., MENZEL, F. & RUDZINSKI, H-G. 1997. Necrophage Trauermücken (Diptera, Sciaridae): Ergebnisse aus Zuchtversuchen mit freilandexponierten Ködern nebst Anmerkungen zur Taxonomie. *Entomological Problems*, **28**(2): 131-139.
- CARLES-TOLRÁ, M. 1997. Los dípteros y el hombre. *Bol. S.E.A.*, **20**: 405-425.
- CATTS, E. P. 1992. Problems in estimating the postmortem interval in death investigations. *Journal Agric. Entomology*, **9**(4): 245-255.

- CATTS, E. P. & GOFF, M. L. 1992. Forensic entomology in criminal investigations. *Annu. Rev. Entomol.*, **37**: 253-72.
- CATTS, E. P. & HASKELL, N. H. 1990. *Entomology & Death: A Procedural Guide*. Ed. Joyce's Print Shop. Clemson. 183 pp.
- CHAPMAN, R. F. & SANKEY, J. H. P. 1955. The larger invertebrate fauna of three rabbit carcasses. *Journal of Animal Ecology*, **24**: 395-402.
- CHRISTOPHERSON, C. & GIBO, D. L. 1997. Foraging by food deprived larvae of *Neobellieria bullata* (Diptera: Sarcophagidae). *Journal of Forensic Science*, **42**(1): 71-73.
- CIANCI, T. J. & SHELDON, J. K. 1990. Endothermic generation by blow fly larvae *Phormia regina* developing in pig carcasses. *Bulletin of the Society for Vector Ecology*, **15**(1): 33-40.
- COPEIRAS, E. M. 1996. Los insectos ayudan a la policía. La mosca delató al asesino. *Muy interesante*, **184**: 67-69
- CROSSKEY, R. W. & LANE, R. P. 1995. Cap.11. En Lane, R.P. & Crosskey, R.W.: *Medical insects and arachnids*. British Museum (Natural History). London. 403-428 pp.
- D'ASSIS FONSECA, E. C. M. 1968. *Handbooks for the identification of british insects. Diptera Cyclorrhapha Calyprata. Section (b) Muscidae*, Vol X. art 4 (b). Royal Entomological Society of London. London. 118 pp.
- DAVIES, L. & RATCLIFFE, G. G. 1994. Development rates of some pre-adult stages in blowflies with reference to low temperatures. *Med. Vet. Entomol.*, **8**(3): 245-254.
- DENNO, R. & COTHRAN, W. R. 1975. Niche relationships of a guild of necrophagous flies. *Annals of The Entomological Society of America*, **68**(4): 741-754.
- DENNO, R. & COTHRAN, W. R. 1976. Competitive interactions and ecological strategies of Sarcophagid and calliphorid flies inhabiting rabbit carrion. *Annals of the Entomological Society of America*, **69**(1): 109-113.
- DE SOUZA, A. M. & LINHARES, A. X. 1997. Diptera and Coleoptera of potential forensic importance in Southeastern Brazil: relative abundance and seasonality. *Med. Vet. Entomol.*, **11**(1): 8-12.
- DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ, J. & GÓMEZ FERNÁNDEZ, L. 1957. Observaciones en torno a la entomología tanatológica. Aportación experimental al estudio de la fauna cadavérica. *Revista Ibérica de Parasitología*, **XVII**(1-2): 3-30.
- DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ, J. & GÓMEZ FERNÁNDEZ, L. 1963. Momificación cadavérica y particularmente rápida, operada bajo acción de numerosas larvas de *Chrysomya albiceps* Wiedmann, 1819. *Revista Ibérica de Parasitología*, **XXIII**: 43-62 .
- DYMOCK, J. J. & FORGIE, S. A. 1993. Habitat preferences and carcass colonization by sheep blowflies in the northern North Island of New Zealand. *Med. Vet. Entomol.*, **7**(2): 155-160.
- EARLY, M. & GOFF, M. L. 1986. Arthropod succession patterns in exposed carrion on the Island of O'ahu, Hawaiian Islands, USA. *J. Med. Entomol.*, **23**(5): 520-531.
- ELLISON, G. T. H. 1990. The effect of scavenger mutilation on insect succession at impala carcasses in Southern Africa. *J. Zool. Lond.*, **220**: 679-688.
- ERZINÇLIOĞLU, Y. Z. 1985. Immature stages of British *Calliphora* and *Cynomya*, with a re-evaluation of the taxonomic characters of larval Calliphoridae (Diptera). *Journal of Natural History*, **19**: 69-96.
- ESPAÑOL, F. 1949. Coleópteros no autóctonos observados en Barcelona y sus alrededores inmediatos. *Gaellsia*, **VII**: 31-36
- ESTRADA, E. 1994. *Las garrapatas en España: Introducción*. Junta de Castilla y León. Cosejería de Sanidad y Bienestar social. 86 pp.
- GALANTE, E. & MARCOS-GARCÍA, M. A. 1997. Detritívoros, Coprófagos y Necrófagos. *Bol. S.E.A.*, **20**: 57-64.
- GALLOWAY, A., BIRKBY, W. H. , JONES, A. M. , HENRY, T. E. & PARKS, B. O. 1989. Decay rates of human remains in an arid environment. *Journal of Forensic Sciences*, **34**(3): 607-616.
- GAYUBO, S. F. 1984. *Claves para la identificación de la Fauna Española. Introducción al estudio de los himenópteros*. Nº 22. Departamento de Zoología. Facultad de Ciencias. Universidad de Salamanca. Salamanca. 25 pp.
- GIACHINO, P. M. & TOSTI-CROCE, E. 1986. Note su alcune specie di Catopidi (Coleoptera, Catopidae) associate alla decomposizione di un cadavere di micromammifero. *Bull. Mus. reg. Sci. nat. Torino*, **4**(2): 395-411.

- GOFF, M. L. 1991. Comparison of insect species associated with decomposing remains recovered inside dwellings and outdoors on the Island of Oahu, Hawaii. *Journal of Forensic Sciences*, **36**(3): 748-753.
- GOFF, M. L. & FLYNN, M. M. 1991. Determination of Postmortem interval by arthropod succession: A case study from the Hawaiian Islands. *Journal of Forensic Sciences*, **36**(2): 607-614.
- GOFF, M. L. & WIN, B. H. 1997. Estimation of postmortem interval based on colony development time for *Anoplolepis longipes* (Hymenoptera: Formicidae). *Journal of Forensic Sciences*, **42**(6): 1176-1179.
- GOFF, M. L., OMORI, A. I. & GUNATILAKE, K. 1988. Estimation of postmortem interval by arthropod succession. *The Amer. Journal of Foren. Medec. and Pathology*, **9**(3): 220-225.
- GOFF, M. L., BROWN, W. A., HEWADIKARAM, K. A. & OMORI, A. I. 1991a. Effect of heroin in decomposing tissues on the development rate of *Boettcherisca peregrina* (Diptera, Sarcophagidae) and implications of this effect on estimation of postmortem intervals using arthropod development patterns. *Journal of Forensic Sciences*, **36**(2): 537-542.
- GOFF, M. L., CHARBONNEAU, S. & SULLIVAN, W. 1991b. Presence of fecal material in diapers as a potential source of error in estimations of postmortem interval using arthropod development rates. *Journal of Forensic Science*, **36**(5): 1603-1606.
- GOFF, M. L., BROWN, W. A., OMORI, A. I. & LA POINTE, D. A. 1993. Preliminary observations of the effects of amitriptyline in decomposing tissues on the development of *Parasarcophaga ruficornis* (Diptera: Sarcophagidae) and implications of this effect to estimation of postmortem interval. *Journal of Forensic Sciences*, **38**(2): 316-322.
- GOFF, M. L., BROWN, W. A., OMORI, A. I. & LA POINTE, D. A. 1994. Preliminary observations of the effects of phencyclidine in decomposing tissues on the development of *Parasarcophaga ruficornis* (Diptera: Sarcophagidae). *Journal of Forensic Sciences*, **39**(1): 123-128.
- GÓMEZ FERNÁNDEZ, L. 1958. Los primeros estados de las larvas de las miasis humanas en el Grupo *Phaenitia* (*Lucilia*). Diptera Cyclorrapha. *Revista Ibérica de Parasitología*, **XVIII**(1): 19-49.
- GONZÁLEZ MORA, D. 1989. Los Calliphoridae de España, II: Calliphorini (Diptera). *Eos*, **65**(1): 39-59.
- GONZÁLEZ MORA, D. & PERIS, S. V. 1988. Los Calliphoridae de España, I: Rhiniidae y Chrysomyinae (Diptera). *Eos*, **64**: 91-139.
- GONZÁLEZ MORA, D., PERIS, S. V. & SANCHEZ PÉREZ, J. D. 1990. Un caso de entomología forense. *Rev. Esp. Med. Leg.*, **XVII** (62-63/64-65): 19-21.
- GONZÁLEZ PEÑA, C. F. 1997. Los insectos y la muerte. *Bol. S.E.A.*, **20**: 285-290.
- GOODBROD, J. R. & GOFF, M. L. 1990. Effects of larval population density on rates of development and interaction between two species of *Chrysomya* (Diptera: Calliphoridae) in laboratory culture. *J. Med. Entomol.*, **27**(3): 338-343.
- GRAELLS, M. 1986. Entomología judicial. *Rev. Progr. Cienc. Exact. Fis. Nat. Madrid*, **21**: 458-471.
- GRASSÉ, P. P. 1985. *Zoologia. I. Invertebrados*. Masson, París. 938 pp.
- GREENBERG, B. 1990a. Behavior of postfeeding larvae of some calliphoridae and a muscid (Diptera). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, **83**(6): 1210-1214.
- GREENBERG, B. 1990b. Nocturnal oviposition behavior of blow flies (Diptera: Calliphoridae). *J. Med. Entomol.*, **27**(5): 807-810.
- GREENBERG, B. 1991. Flies as forensic indicators. *J. Med. Entomol.*, **28**(5): 565-577.
- GREENBERG, B. & TANTAWI, T. I. 1993. Different developmental strategies in two boreal blow flies (Diptera: Calliphoridae). *J. Med. Entomol.*, **30**(2): 481-484.
- GREENBERG, B. & WELLS, J. D. 1998. Forensic use of *Megaselia abdita* and *M. Scalaris* (Phoridae: Diptera): case studies, development rates, and egg structure. *J. Med. Entomol.*, **35**(3): 205-209.
- HAFEZ, M. 1940. A study of the morphology and life-history of *Sarcophaga facultata* Pand. *Bull. Soc. Fouad Ent.*, **24**: 183-212.
- HAGLUND, W.D., REAY, D. T. & SWINDLER, D. R. 1989. Canid scavenging/disarticulation sequence of human remains in the Pacific Northwest. *Journal of Forensic Sciences*, **34**(3): 587-606.

- HALL, R. & DOISY, K.E. 1993. Length of time after death: Effect on attraction and oviposition or larviposition of midsummer blow flies (Diptera: Calliphoridae) and Flesh flies (Diptera: Sarcophagidae) of medicolegal importance in Missouri. *Annl. Ent. Soc. Am.*, **85**(5): 589-593.
- HANSKI, I. 1976. Breeding experiments with carrion flies (Diptera) in natural conditions. *Annl. Ent. Fennici.*, **42**(3): 113-121.
- HANSKI, I. & KUUSELA, S. 1980. The structure of carrion fly communities: differences in breeding seasons. *Annl. Zool. Fennici*, **17**: 185-190.
- HASKELL, N. H., MCSHAFFREY, D. G., HAWLEY, D. A., WILLIAMS, R. E. & PLESS, J. E. 1989. Use of aquatic insects in determining submersion interval. *Journal of Forensic Sciences*, **34**(3): 622-632.
- HAWLEY, D. A., HASKELL, N. H., MCSHAFFREY, D. G., WILLIAMS, R. E. & PLESS, J. E. 1989. Identification of a red "fiber": Chironomid larvae. *Journal of Forensic Sciences*, **34**(3): 617-621.
- HEGAZI, E. M., SHAABAN, M. A. & SABRY, E. 1991. Carrion insects of the Egyptian western desert. *J. Med. Entomol.*, **28**(5): 734-739.
- HEWADIKARAM, K.A. & GOFF, M. L. 1991. Effect of carcass size on rate of decomposition and arthropod succession patterns. *The American Journal of Forensic Medicine and Pathology*, **12**(3): 235-240.
- HOLDAWAY, F.G. 1933. Differential behaviour of *Lucilia sericata* Meig. and *Lucilia caesar* L. in natural environments. *Journal Animal Ecology*, **2**: 263-265.
- HOULBERT, C. 1922. *Les Coléoptères d'Europe. France et Régions Voisines Tomo II*. Ed. Librairie Octave Doin. Gaston Doin, Éditeur. Paris. 340 pp.
- INTRONA, F. JR., ALTAMURA, B. M., DELL'ERBA, A. & DATTOLI, V. 1989. Time since death definition by experimental reproduction of *Lucilia sericata* cycles in growth cabinet. *Journal of Forensic Sciences*, **34**(2): 478-480.
- INTRONA, F. JR., SUMAN, T. W. & SMIALEK, J. E. 1991. Sarcosaprophagous fly activity in Maryland. *Journal of Forensic Sciences*, **36**(1): 238-243.
- INTRONA, F. JR., CAMPOBASSO, C. P. & DI FAZIO, A. 1998. Three case studies in forensic entomology from Southern Italy. *Journal of Forensic Sciences*, **43**(1): 210-214.
- JHOL, H. K. & ANDERSON, G. A. 1996. Effects of refrigeration on development of the blow fly, *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) and their relationship to time of death. *J. Entomol. Soc. Brit. Columbia*, **93**: 93-98.
- JIRON, L. F. & CARTIN, V. M. 1981. Insect succession in the decomposition of a mammal in Costa Rica. *New York Entomological Society*, **LXXXIX**(3): 158-165.
- KAMAL, A. S. 1958. Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous calliphoridae and sarcophagidae (Diptera) I. bionomics. *Annl. Ent. Soc. Am.*, **51**: 261-271.
- KAMANI, A., HEWADIKARAM, M. S. & GOFF, M. L. 1991. Effect of carcass size on rate of decomposition and arthropod succession patterns. *The American Journal of Forensic Medicine and Pathology.*, **12**(3): 235-240.
- KEIPER, J. B., CHAPMAN, E. G. & FOOTE, B. A. 1997. Midge larvae (Diptera: Chironomidae) as indicators of postmortem submersion interval of carcasses in a woodland stream: a preliminary report. *Journal of Forensic Sciences*, **42**(6): 1074-1079.
- KEH, B. 1985. Scope and applications of forensic entomology. *Ann. Rev. Entomol.*, **30**: 137-54.
- KENTNER, E. & STREIT, B. 1990. Temporal distribution and habitat preference of congeneric insect species found at rat carrion. *Pedobiologia*, **34**: 347-359.
- KETTLE, D. S. 1995. *Medical and veterinary entomology*. IDE 2^a Ed. Wallingford: CAB International. VIII, 725 p. Cap 14.
- KINTZ, P., TRACQUI, A., LUCES, B., WALLER, J., BOUKHABZA, A., MANGIN, P., LUGNIER, A. A. & CHAUMONT, A. J. 1990. Fly larvae and their relevance in forensic toxicology. *The American Journal of Forensic Medicine and Pathology*, **11**(1): 63-65.
- KOMAR, D. & BEATTIE, O. 1998. Postmortem insect activity may mimic perimortem sexual assault clothing patterns. *Journal of Forensic Sciences*, **43**(4): 792-796
- KULSHRESTHA, P. & CHANDRA, H. 1987. Time since death. An entomological study on corpses. *The American Journal of Forensic Medicine and Pathology*, **8**(3): 233-238.
- KUUSELA, S. 1984. Suitability of carrion flies for field experiments on reproductive behaviour. *Annl. Ent. Fennici*, **50**: 1-6.

- LECLERCQ, M. 1948. Données bionomiques pour *Calliphora erythrocephala* (Meigen) et cas d'application à la médecine légale. *Bulletin de la Société entomologique de France*: 101-103.
- LECLERCQ, M. 1976. Entomologie et médecine légale: *Sarcophaga argyrostoma* Rob.-Desv. (Dipt. Sarcophagidae) et *Phaenicia sericata* Meig. (Dipt. Calliphoridae). *Bull. Ann. Soc. R. Belge Ent.*, **112**: 119-126.
- LECLERCQ, M. 1978. *Entomologie et Médecine Légale. Datation de la mort*. Ed. Masson. Paris. 100 pp.
- LECLERCQ, M. & BRAHY, G. 1985. Entomologie et médecine légale: Datation de la mort. *Journal de Médecine légale-droit médical*, **28**(4): 271-278.
- LECLERCQ, M. & VAILLANT, F. 1992. Entomologie et médecine légale: Une observation inédite. *Annls. Soc. ent. Fr. (N.S.)*, **28**(1): 3-8.
- LECLERCQ, M. & VERSTRAETEN, CH. 1988a. Entomologie et Médecine légale. Datation de la mort. Acariens trouvés sur des cadavres humains. *Bull. Annls. Soc. R. Belge Ent.*, **124**: 195-200.
- LECLERCQ, M. & VERSTRAETEN, CH. 1988b. Entomologie et médecine légale. Datation de la mort: Insectes et autres arthropodes trouvés sur les cadavres humains. *Bull. Annls. Soc. R. Belge Ent.*, **124**: 311-317.
- LECLERCQ, M. & WATRIN, P. 1973. Entomologie et médecine légale: Acariens et insectes trouvés sur un cadavre humain en décembre 1971. *Bull. Ann. Soc. R. Belge Ent.*, **109**: 195-201.
- LEE, H. L. & MARZUKI, T. 1933. Preliminary observation of arthropods on carrion and its application to forensic entomology in Malaysia. *Tropical Biomedicine*, **10**(1): 5-8.
- LIU, D. & GREENBERG, B. 1989. Immature stages of some flies of forensic importance. *Annls. Ent. Soc. Am.*, **82**: 80-93.
- LORD, W. D. & BURGER, J. F. 1983. Collection and preservation of forensically important entomological materials. *Journal of Forensic Sciences*, **28**(4): 936-944.
- LORD, W. D. & BURGER, J. F. 1984. Arthropods Associated with Herring Gull (*Larus argentatus*) and Great Black-backed Gull (*Larus marinus*) Carrion on Islands in the Gulf of Maine. *Environmental Entomology*, **13**: 1261-1268.
- LUCIENTES, J., BENITO DE MARIN, M. I., FERRER, M., GUARGA, J. L., PERIBANÉZ, M. A., GRACIA, M. J., ORCAJO, J. & CASTILLO, J. A. 1996. Insecta: Diptera, 3: Nematocera: Fam. 27ª: Psychodidae: Phlebotominae. *Catalogus de la Entomofauna Aragonesa*, **9**: 7-8.
- MACKNIGHT, B. E. (Transl.) 1981. The Washing Away of Wrongs: Forensic Medicine in Thirteenth-Century China. *Ann. Arbor, Univ. Mich.* 181 pp.
- MAGAÑA, C. 2001. La Entomología Forense y su aplicación a la medicina legal. Data de la muerte. *Bol. SEA*, **28**: 49-57. Disponible on line en: <http://entomologia.rediris.es/ aracnet/7>.
- MANN, R. W., BASS, W. M. & MEADOWS, L. 1990. Time since death and decomposition of the human body: Variables and observations in case and experimental field studies. *Journal of Forensic Sciences*, **35**(1): 103-111.
- MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, A. I., ROJO, S., ROGNES, K. & MARCOS-GARCÍA, M. 1998. Califóridos con interés faunístico en agroecosistemas de dehesa y catálogo de las especies ibéricas de Polleniinae (Diptera: Calliphoridae). *Boln. Asoc. esp. Ent.*, **22**(1-2): 171-183.
- MAURICE, J. 1947. *The flies that cause myiasis in man*. United States Department of Agriculture. Miscellaneous Publication n° 631. Washington 175 pp.
- MÉGNIN, P. 1894. *La fauna de los cadáveres. Aplicación de la entomología a la medicina legal*. Ed facsímil: Lib. "Paris-Valencia", DL 1992. Valencia 185 pp.
- MICOZZI, M. 1986. Experimental study of postmortem change under field conditions: Effects of freezing, thawing and mechanical injury. *Journal of Forensic Science*, **31**(3): 953-961.
- MOUND, L. 1989. *Common insect pest of stored food products. A guide to their identification*. British Museum (Natural History). Economic Series N° 15. London. 68 pp.
- MOURA, M. O., DE CARVALHO, C. J. & MONTEIRO-FILHO, E. L. 1997. A preliminary analysis of insects of medico-legal importance in Curitiba, State of Parana. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*, **92**(2): 269-274.
- MOTTER, M. G. 1898. A contribution to the study of the fauna of the grave. A study of on hundred and fifty disinterments, with some additional experimental observations. *Journal of the New York Entomological Society*, **VI**(4): 201-232.

- NABAGLO, L. 1973. Participation of invertebrates in decomposition of rodent carcasses in forest ecosystems. *Ekologia Polska*, **21**(18): 251-270.
- NUORTEVA, P. 1965. The flying activity of blowflies (Dipt., Calliphoridae) in subarctic conditions. *Annls. Ent. Fennici.*, **31**(4): 242-245.
- NUORTEVA, P. 1970. Histerid beetles as predators of blowflies (Diptera, Calliphoridae) in Finland. *Annls. Zool. Fennici*, **7**: 195-198.
- NUORTEVA, P. 1987. Empty puparia of *Phormia terraenovae* R-D. (Diptera, Calliphoridae) as forensic indicators. *Annls. Ent. Fennici.*, **53**: 53-56.
- NUORTEVA, P., ISOKOSKI, M. & LAIHO, K. 1967. Studies on the possibilities of using blowflies (Dipt.) as medicolegal indicators in Finland. *Annls. Ent. Fennici*, **33**(4): 217-225
- O'FLYNN, M. A. 1983. The succession and rate of development of blowflies in carrion in southern Queensland and the application these data to forensic entomology. *J. Aust. Ent. Soc.*, **22**: 137-148.
- OLIVA, A. 1997a. *La Entomología forense*. Museo Argentino de Ciencias Naturales.
- OLIVA, A. 1997b. Insectos de interés forense de Buenos Aires (Argentina). Primera lista ilustrada y datos bionómicos. *Rev. Mus. Argentino Ciencias Naturales*, **VII** (2), 59 pp.
- OLIVA, A., RAVIOLI, J., TREZZA, F. & NAVARI, F. 1995. Entomología forense. *Pren. méd. argent.*, **82**: 229-234.
- OMAR, A. H. 1995a. Studies on *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) one of the most important carrion flies in Egypt. *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **25**(3): 607-624.
- OMAR, A. H. 1995b. Cannibalism and predation behaviour of the blowfly, *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) larvae (Diptera: Calliphoridae). *Journal of the Egyptian Society of Parasitology*, **25**(3): 729-743.
- OUTERELO, R. & GAMARRA, P. 1985. *Claves para la identificación de la fauna española. N.º 10 Las familias y géneros de los estafilínidos de la Península Ibérica*. Cátedra de Entomología. Facultad de Biología. Universidad Complutense. Madrid .139 pp.
- PASTRANA, J. A. 1985. *Caza, preparación y conservación de insectos*. Ed. Ateneo. Buenos Aires, 234 pp.
- PARDO-ALCAIDE, A. & YUS, R. 1975. Genera de coleópteros de la Península Ibérica. Familia Silphidae. *Graellsia*, **XXX**: 93-111.
- PATRICAN, L.A. & VAIDYANATHAN, R. 1995. Arthropod succession in rats euthanized with carbon dioxide and sodium pento-barbital. *Journal of the New York Entomological Society*, **103**(2): 197-207.
- PAYNE, J. A. 1965. A summer carrion study of the baby pig *Sus scrofa* Linnaeus. *Ecology*, **46**(5): 592-602.
- PEREZ DE PETINTO, M. 1975. La miasis cadáverica en la esquelitización. *1º Centenario R. Soc. Esp. Hist. Nat. Madrid*, 463-482.
- PERIS, S. V. 1952. La Subfamilia Rhiniinae (Dipt. Calliphoridae). *Anales de la Estación experimental de Aula Dei*, **3**(1) 224 pp.
- PERIS, S. V. & GONZALEZ MORA, D. 1991. Los Calliphoridae de España, III. Luciliini (Diptera). *Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. (Sec. Biol.)*, **87**(1-4) :187-207.
- PERIS, S. V. & LLORENTE, V. 1963. Notas sobre Muscini paleárticos y revisión de las especies españolas (Diptera, Muscidae). *Bol. R. Soc. Esp. Hist. Nat. (Sec. Biol.)*, **61**: 209-269.
- PERRIER, R. 1967. *La faune de la France en tableaux synoptiques illustrés*. Fasc. 6. Coleopteres (Deuxieme partie). Librairie Delagrave, París. 230 pp
- PESCHKE, K., KRAPF, D. & FULDNER, D. 1987. Ecological Separation, Functional Relationships, and Limiting Resources in a Carrion Insect Community. *Zool. Jb. Syst.*, **114**: 241-265.
- PORTEVIN, G. 1931. *Histoire naturelle des coléoptères de France*. Tome II: 270-281.
- PRICHARD, J. G., KOSSORIS, P. D., LEBOVITCH, R. A., ROBERTSON, L. D. & LOVELL, F.W. 1986. Implications of trombiculid mite bites: Report of a case and submission of evidence in a murder trial. *Journal of Forensic Sciences*, **31**(1): 301-306.
- PUTMAN, R. J. 1978. The role of carrion-frequenting arthropods in the decay process. *Ecological Entomology*, **3**: 133-139.
- QUEIROZ, M.DE C., PINTO DE MELLO, R. & LIMA, M. M. 1997. Bionomia de larvas de *Chrysomya albiceps* (Diptera; Calliphoridae), em laboratório. *Acta Parasitológica Portuguesa*, **4**(1/2): 125.
- REED, H. B. 1958. A study of dog carcass communities in Tennessee, with special reference to the insects. *The American Midland Naturalist*, **59**(1): 213-245.

- REITER, C. & WOLLENEK, G. 1982. Remarks on the morphology of maggots of forensic important flies. *Z. Rechtsmed.*, **89**: 197-206.
- REITER, C. & WOLLENEK, G. 1983a. On the determination of maggots of forensically important blowflies. *Z. Rechtsmed.*, **90**: 309-316.
- REITER, C. & WOLLENEK, G. 1983b. Species determination of puparia of forensically important blowflies. *Z. Rechtsmed.*, **91**: 61-69.
- RICHARDS, E. N. & GOFF, M. L. 1997. Arthropod succession on exposed carrion in three contrasting tropical habitats on Hawaii Island, Hawaii. *J. Med. Entomol.*, **34**(3): 328-339.
- RIOS, T. 1902a. Los insectos y la putrefacción de los cadáveres (I-II). *La Clínica Moderna, Revista de Medicina y Cirugía*, **1**(2): 74-80.
- RIOS, T. 1902b. Los insectos y la putrefacción de los cadáveres (III-IV). *La Clínica Moderna, Revista de Medicina y Cirugía*, **1**(4): 171-180.
- RODRÍGUEZ, W. C. & BASS, W. M. 1983. Insect activity and its relationship to decay rates of human cadavers in East Tennessee. *Journal of forensic Sciences*, **28**(2): 423-432.
- RODRÍGUEZ, W. C. & BASS, W. M. 1985. Descomposition of buried bodies and methods that may aid in their location. *Journal of forensic Sciences*, **30**(3): 836-852.
- RUANO, L., MARTÍN, F. & ANDÚJAR, T. 1988. *Los Scarabaeoidea de la provincia de Albacete (Coleoptera)*. Instituto de Estudios Albacetenses de la Excm. Diputación de Albacete, C.S.I.C. Confederación Española de Centros de Estudios Locales, serie I, Ensayos Históricos y Científicos, nº 32, 201 pp.
- SAIZ, F., TOSTI-CROCE, E. & LEIVA, M. S. 1989. Estudio de los cambios de la mesofauna asociada a la descomposición de cadáveres de conejo en clima mediterráneo. *An. Mus. Hist. Nat. Valparaiso*, **20**: 41-74.
- SELFA, J. 1998. *Control Biológico de plagas. Ichneumonoidea I y II: Estudio bajo lupa*. Universidad de Verano de Teruel. Teruel. 56 pp.
- SELFA, J. & ANENTO, J. L. 1998. *Control Biológico de plagas. Hymenoptera parasitica: Estudio bajo lupa*. Universidad de Verano de Teruel. Teruel. 55 pp.
- SCHOENLY, K. 1983. Microclimate observations and diel activities of certain carrion arthropods in the Chihuahuan desert. *Journal of the New York Entomological Society*, **91**(4): 342-347.
- SHEAN, B. S., MESSINGER, L. & PAPWORTH, M. 1993. Observations of differential decomposition on sun exposed v. shaded pig carrion in coastal Washington state. *Journal of Forensic Sciences*, **38**(4): 938-949.
- SHERMAN, R. A., WYLE, F. A. & THRUPP, L. 1995. Effects of seven antibiotics on the growth and development of *Phaenicia sericata* (Diptera: Calliphoridae). *J. Med. Entomol.*, **32**(5): 646-649.
- SKIDMORE, P. 1985. *The biology of the muscidae of the world*. British Museum (Natural History), 550 pp.
- SMITH, K. E. & WALL, R. 1997. The use of carrion as breeding sites by the blowfly *Lucilia sericata* and other Calliphoridae. *Med. Vet. Entomol.*, **11**(1): 38-44.
- SMITH, K. G. V. 1985. *A manual of forensic entomology*. British Mus. Publ., London, 205 pp.
- TANTAWI, T. I. & GREENBERG, B. 1993. The effect of killing and preservative solution on estimates of maggot age in forensic cases. *Journal of Forensic Sciences*, **38**(3): 702-707.
- TANTAWI, T. I., KADY-EM-EL., GREENBERG, B. & GHAFAR-HA-EL 1996. Arthropod succession on exposed rabbit carrion in Alexandria, Egypt. *J. Med. Entomol.*, **33**(4): 566-580.
- TESSMER, J. W., MEEK, C. L. & WRIGHT, V. L. 1995. Circadian patterns of oviposition by necrophilous flies (Diptera: Calliphoridae) in southern Louisiana. *Southwest. Entomol.*, **20**(4): 439-445.
- TOMBERLIN, J. K. & ADLER, P. H. 1998. Seasonal colonization and decomposition of rat carrion in water and on land in an open field in South Carolina. *J. Med. Entomol.*, **35**(5): 704-709.
- TULLIS, K. & GOFF, M. L. 1987. Arthropod succession in exposed carrion in a tropical rainforest on O'ahu Island, Hawaii. *J. Med. Entomol.*, **24**: 332-339.
- TURNER, B. 1987. Forensic entomology: insects against crime. *Sci. Prog., Oxford*, **71**: 133-144.
- TURNER, B. & HOWARD, T. 1992. Metabolic heat generation in dipteran larval aggregations: a consideration for forensic entomology. *Med. Vet. Entomol.*, **6**: 179-181.

- TURNER, B. & WILTSHIRE, P. 1999. Experimental validation of forensic evidence: a study of the decomposition of buried pigs in a heavy clay soil. *Forensic Sci. Int.*, **101**(2): 113-122.
- VANCE, G. M., VANDYK, J. K. & ROWLEY, W. A. 1995. A device for sampling aquatic insects associated with carrion in water. *Journal of the Forensic Science*, **40**(3): 479-482.
- VANLAERHOVEN, S. L. & ANDERSON, G. S. 1999. Insect succession on buried carrion in two biogeoclimatic zones of British Columbia. *Journal of the Forensic Science*, **44**(1): 32-43.
- VERDÚ, M. J. 1998. *Control Biológico de plagas. Chalcidoidea y Proctotrupeoidea I y II: Estudio bajo lupa*. Universidad de Verano de Teruel. Teruel. 13 pp.
- VIEJO MONTESINOS, J. L. & ROMERO LÓPEZ, P. S. 1992. Entomología forense. *Quercus*, **82**: 33-35.
- VINCENT, C., KEVAN, D. K. M., LECLERCQ, M. & MEEK, C. L. 1985. A bibliography of forensic entomology. *J. Med. Entomol.*, **22**(2): 212-219.
- VILLALAIN BLANCO, J. D. 1976. Valoración médico legal de los coleópteros necrófagos de España. *Arc. Fac. Med. Madrid*, **XXIX**(2): 89-99.
- WALL, R. & WARNES, M. L. 1994. Responses of the sheep blowfly *Lucilla sericata* to carrion odour and carbon dioxide. *Entomologia experimentalis et applicata*, **73**: 239-246.
- WYSS, C. 1997. Forensic entomology in Lausanne (CH). *Oistros*, **5**: 2-5.
- ZAHRADNIK, J. 1989. *Guía de los coleópteros de España y de Europa*. Ediciones Omega S.A., 570 pp.