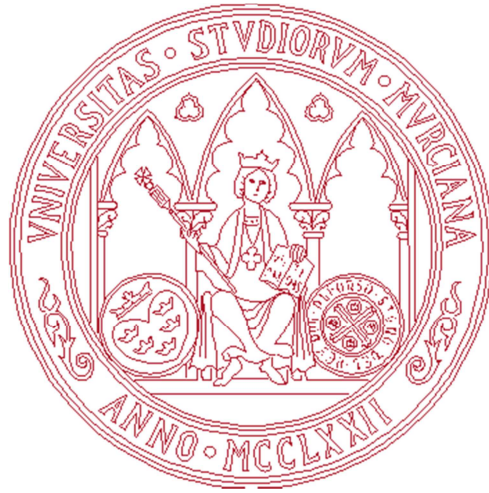




UNIVERSIDAD DE MURCIA

FACULTAD DE BIOLOGÍA

**Sucesión de la Entomofauna Sarcosaprófaga en
un Hábitat Forestal Mediterráneo**

Dña. Elena López Gallego

2016

A mis hijos,
Jorge y Alicia, que son los ejes
que hacen girar mi mundo

AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer, en primer lugar a mis directoras de tesis, las Dras. M^a Dolores García y M^a Isabel Arnaldos, la paciencia infinita, el apoyo constante y la gran confianza depositada en mí durante todos estos años. Sin vosotras esto nunca hubiese sido posible.

Al Dr. Juan José Presa Asensio, Catedrático de la Universidad de Murcia y a María Pérez Marcos por la identificación de ejemplares del orden Coleoptera.

A la Dra. M^a Dolores Martínez, de la Universidad Complutense de Madrid, por la ayuda en la identificación de los ejemplares de la familia Formicidae.

A la Dra. Moira Battán de la Universidad de Córdoba (Argentina) y a Álvaro Hernández por sus consejos matemáticos y estadísticos.

A mis compañeras y compañeros del Departamento de Zoología y Antropología Física de la Universidad de Murcia, por los buenos momentos que hemos pasado juntos.

A todos los integrantes del Laboratorio de Control Biológico en el IMIDA porque siempre han estado dispuestos a echarme una mano aportando conocimiento y talento, haciendo que quiera ser mejor persona.

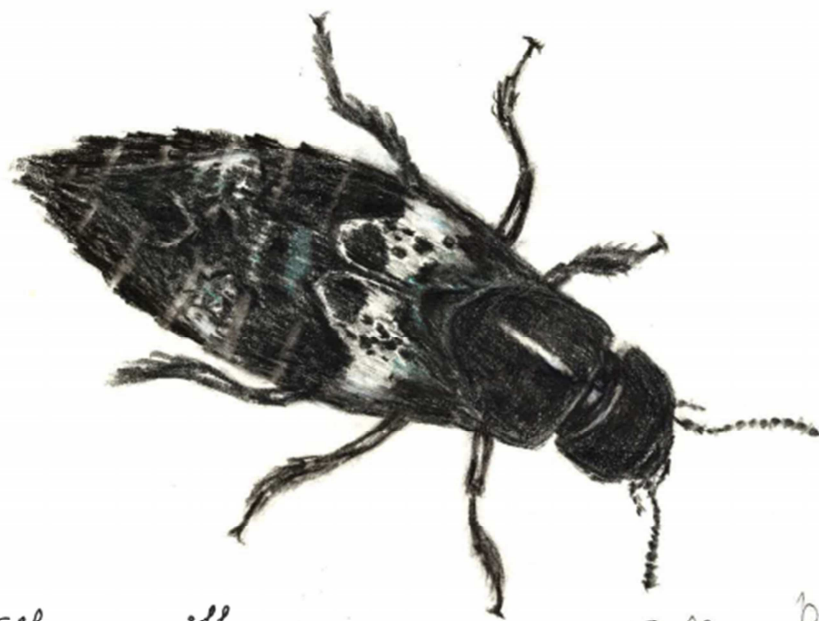
A las Dras. Eulalia Clemente e Itsaso Begoña y a todos aquellos que participaron en la recogida de las muestras en Sierra Espuña, durante el año y medio que duró el muestreo.

A mis padres, Jorge Enrique y M^a Isabel, por su fantástica aportación con las ilustraciones y gráfica de los capítulos de esta tesis.

A Paco, por quererme tanto y porque en incontables ocasiones lo he dejado sólo, encargándose de cuidar a nuestros hijos para que pudiera terminar este trabajo.

Finalmente quiero dar las gracias a mi familia y a todos mis amigos, porque durante todos estos años me han aportado apoyo, cariño y confianza, además de haberme soportado todo este tiempo hablando de “cadáveres y bichos”. Soy muy afortunada por tenerlos cerca.

ÍNDICE



Creophilus maxillosus

Gallego Rubio
2016.

1. INTRODUCCIÓN	1
1.1. Introducción general	1
1.2. Antecedentes	8
1.3. Objetivos	11
2. MATERIAL Y MÉTODOS	13
2.1. Lugar de muestreo	13
2.2. Descripción de la trampa utilizada para la recolección de la entomofauna	15
2.3. Tipo de cadáver	16
2.4. Período de muestreo, modo de recolección y registro de datos	17
2.5. Preparación, conservación e identificación de las muestras	19
2.6. Variables ambientales	19
2.7. Las fases de la descomposición	22
2.8. Análisis estadísticos	23
2.9. Presentación gráfica de los resultados	25
3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	27
3.1. El proceso de la descomposición	27
3.1.1. <i>Caracterización de las fases de la descomposición</i>	27
3.1.2. <i>Duración de las fases de la descomposición</i>	28
3.1.3. <i>Influencia de los factores ambientales en el proceso de la descomposición</i>	28
3.2. La comunidad sarcosaprófaga	32
3.2.1. <i>Listado general de los artrópodos capturados</i>	32
3.2.2. <i>Grupos principales</i>	37
Orden Diptera	45
SUBORDEN BRACHYCERA	48
- Familia Calliphoridae	53
- Familia Muscidae	69
- Familia Fanniidae	80
- Familia Sphaeroceridae	83
- Familia Phoridae	85
- Familia Sarcophagidae	88
SUBORDEN NEMATOCERA	90
- Familia Sciaridae	92
Orden Coleoptera	92
- Familia Staphylinidae	99
- Familia Dermestidae	102
- Familia Histeridae	105

- Familia Silphidae	107
- Otras familias de coleópteros	109
Orden Hymenoptera	111
- Familia Formicidae	113
- Familia Pteromalidae	120
- Familia Braconidae	120
- Familia Diapriidae	121
- Familia Vespidae	121
3.3. Estudio de la comunidad	122
3.3.1. <i>Grupos ecológicos dentro de la comunidad</i>	122
3.3.2. <i>Índices de diversidad de la comunidad</i>	128
3.3.3. <i>Sucesión faunística estacional y temporal de la comunidad</i>	146
3.3.4. <i>Caracterización faunística de la descomposición</i>	151
4. RESUMEN DE RESULTADOS Y CONCLUSIONES	173
5. REFERENCIAS	175

INTRODUCCIÓN



1. INTRODUCCIÓN

1.1. Introducción general

La entomología es una disciplina zoológica, de las llamadas Ciencias Naturales, tan antigua como el mismo ser humano (GARCÍA GARCÍA, 2010). De hecho, hay quien considera que la Zoología es la forma básica de cultura humana (BOERO, 2009), pues de la natural curiosidad del hombre y de su necesidad de controlar en lo posible el ambiente circundante debieron nacer los esfuerzos para conocer los detalles del ambiente que le rodeaba, de entre ellos, los animales (GARCÍA GARCÍA, 2010).

Los artrópodos, son animales muy abundantes y presentan una amplia distribución, llegando a encontrarse en la mayoría de los hábitats del planeta. De entre ellos, los insectos constituyen el mayor grupo de organismos, con casi dos tercios de la biodiversidad global, estimada en cerca de 10 millones de especies (CHUNG KIM, 2010). El secreto del gran éxito de este grupo es consecuencia de que son animales altamente adaptables a las cambiantes condiciones ambientales del entorno y a la gran diversidad de recursos que explotan, ya sea para alimentarse, para reproducirse o para refugiarse.

Un tipo de hábitat particular es el constituido por cadáveres, definidos como animales o partes de los mismos en descomposición. Este hábitat presenta una dinámica particular: aparece, se vuelve accesible para la colonización por parte de los artrópodos, luego se vuelve inaccesible para ellos y desaparece permitiendo sólo una o dos generaciones de colonizadores (BINGLEY Y SCHORROCKS, 1995), constituyendo un recurso efímero y espacialmente fragmentado, pero que alberga gran diversidad de especies ligadas a los ciclos de nutrientes y al proceso de la descomposición (BARTON et al., 2013). Para este recurso, las variables ambientales, tales como la temperatura y la humedad ambiental, tienen un gran efecto en el proceso de la descomposición (CARTER et al., 2007; 2010; PARMENTER Y MACMAHON; 2009 en BENBOW, 2016a) y son especialmente críticas en el ciclo de nutrientes.

Se sabe que existe una correlación positiva entre la velocidad de descomposición cadavérica y la temperatura (TANTAWI et al., 1996). En condiciones de temperaturas elevadas, la descomposición se acelera; en cambio, a bajas temperaturas el proceso se retrasa (DENNO Y COTHRAN, 1975; TANTAWI et al., 1996). Cabe mencionar que bajo ciertas condiciones, tales como temperaturas muy elevadas y porcentajes bajos de humedad o temperaturas por debajo de cero grados centígrados, el proceso de descomposición puede llegar a inhibirse (SMITH, 1986). La temperatura, a su vez, es un factor determinante de la abundancia y diversidad de los insectos. Normalmente, en primavera y verano, un cadáver se descompone más rápidamente que en otoño e invierno, ya que la cantidad de individuos que se alimenta de él es mayor (CAMPOBASSO et al., 2001), además de que su tasa metabólica también es mayor. Por otro lado, la lluvia también es un factor importante a tener en cuenta en el proceso de descomposición, no sólo porque influye directamente en la actividad de vuelo de ciertos insectos, como las moscas, sino también porque mantiene húmedo el cuerpo llegando, en ocasiones, a retrasar la descomposición (TANTAWI et al., 1996).

La actividad de los artrópodos detritívoros y carroñeros conduce a la dispersión de los nutrientes del cadáver (BRAACK 1987; DEVAULT et al., 2003; PARMENTER Y MACMAHON, 2009; PAYNE et al., 1968; PUTMAN, 1978; SCHMITZ et al., 2008 en BENBOW, 2016a), terminando por mezclarlo con la matriz ambiental que lo contiene, haciéndolo finalmente indistinguible del ambiente que lo rodea (BARTON et al., 2013; HANSKI, 1987).

La fauna asociada a este hábitat particular forma en conjunto lo que se denomina comunidad sarcosaprófaga. Su componente principal son los artrópodos y, dentro de éstos, los insectos resultan el grupo predominante, tanto en número como en diversidad (GOFF, 1993; JOHNSON, 1975; PAYNE, 1965; TANTAWI et al., 1996).

La descomposición de un cadáver consiste básicamente en la degradación metabólica de la materia orgánica en compuestos orgánicos e inorgánicos simples, resultando en la liberación de energía (LINCOLN et al., 1988). Durante este proceso, un cadáver pasa por una serie de cambios físicos y químicos destructivos que incluyen autólisis, autodigestión y putrefacción, lo que produce una rápida alteración en su forma y estructura. La fragmentación gradual de los restos se puede producir por la acción conjunta de varios procesos, de los cuales, en el presente trabajo de investigación, sólo se ha considerado el producido por los artrópodos (MASON, 1980).

Si bien la descomposición es un proceso continuo, sin estados discretos (SCHOENLY Y REID, 1987), diferentes autores han tratado de dividirla en distintas fases o etapas, caracterizadas por sus parámetros físicos y químicos, a fin de facilitar su estudio y comprensión. El número de fases consideradas y la denominación de éstas difiere entre autores de distintas regiones geográficas (GOFF, 1993).

Cada etapa del proceso de descomposición provee un hábitat que resulta preferido por ciertas especies para alimentarse y oviponer. Se puede observar, para cada una de las etapas, una estructura diferente en cuanto a su composición faunística (PAYNE, 1965; TURNER, 1991). Tras la muerte, la fermentación bacteriana que se produce desprende diversos compuestos volátiles que atraen hacia el cadáver principalmente a determinadas familias de dípteros (ANDERSON, 2010; ASHWORTH Y WALL, 1994) para realizar sus puestas, fundamentalmente especies de las familias Calliphoridae y Sarcophagidae (AMENDT et al., 2004) y algunas familias de coleópteros (MATUSZEWSKI Y SZAFALOWICZ, 2013; VON HOERMANN et al., 2011). Los sucesivos cambios que se producen en el cadáver hasta su completa esqueletización harán que los restos sean atractivos, secuencialmente, para otros grupos de artrópodos. Esta secuencia de llegada es definida y puede ser predecible (AMENDT et al., 2000; ARNALDOS et al., 2004a; BENBOW et al., 2013b; MORETTI et al., 2011; NÚÑEZ RODRÍGUEZ Y LÍRIA SALAZAR, 2014; OKIWELU et al., 2008; SEGURA et al., 2009; VOSS et al., 2011; WOLFF et al., 2001), configurando una sucesión faunística que, desde el punto de vista forense práctico, es definida como la composición y dinámica de la comunidad entomosarcosaprófaga encontrada en un cadáver junto con sus tasas de crecimiento (AMENDT et al., 2011).

La sucesión faunística sigue un orden determinado en función de diversos factores, de entre los que tal vez los más importantes sean el estacional y el biogeográfico, como se comentó antes. Sin embargo, hay otros factores a tener en cuenta en la sucesión faunística, como el medio concreto en que se encuentre el cadáver, si tal medio es acuático o terrestre y la disposición de los restos en él, esto es, si los restos aparecen enterrados o cubiertos, al descubierto o encerrados en algún tipo de vivienda o habitáculo. En el caso de cadáveres sumergidos, la sucesión es distinta a la conocida en un medio terrestre y la descomposición es hasta dos veces más lenta debido a la menor temperatura y a la falta de actividad de insectos terrestres (BARRIOS Y WOLFF, 2011; PAYNE Y KING, 1972). Además, también presenta diferencias si el agua es dulce o salada. En agua dulce los artrópodos de los órdenes Trichoptera, Ephemeroptera, Diptera (Chironomidae) y Coleoptera (Hydrophilidae) suelen ser los miembros más importantes en la colonización (HOBISCHAK Y ANDERSON, 2002; VANCE et al., 1995), mientras que, en agua salada, los moluscos y los equinodermos, como las estrellas de mar, serán parte importante de la sucesión faunística (ANDERSON Y HOBISCHAK, 2004), además de crustáceos. En un medio terrestre, los insectos, y en

concreto los dípteros, suelen conformar el grupo más abundante en la sucesión, pero las familias dominantes son distintas y el tiempo de sucesión varía dependiendo de la disposición del cadáver. Así, en cadáveres enterrados la descomposición es más lenta que en cuerpos hallados al aire (VANLAERHOVEN Y ANDERSON, 1999) y, en cuerpos confinados, diferirá dependiendo de variables como la temperatura interna del recinto y el potencial acceso de la fauna al mismo (POHJOISMÄKI et al., 2010; SCHROEDER et al., 2002). En la sucesión en cadáveres hallados al aire, la familia Calliphoridae suele ser la más importante (AMENDT et al., 2011; CAMPOBASSO et al., 2001; SMITH, 1986), por el contrario, en cadáveres enterrados, la familia Phoridae suele ser muy abundante debido a que son moscas de pequeño tamaño, y acceden al cadáver a través de los intersticios de la tierra (BOUREL et al., 2004). En cadáveres encontrados en espacios cerrados se han encontrado diversas familias de dípteros dominantes, Calliphoridae y Sarcophagidae, y coleópteros pertenecientes a la familia Dermestidae (KUMARA et al., 2012; POHJOISMÄKI et al., 2010; REIBE Y MADEA, 2010; SCHROEDER et al., 2002).

Además de los factores comentados anteriormente, en la sucesión, también hay que tener en cuenta el ámbito de estudio. Las áreas urbanas y rurales pueden mostrar especies iguales o bien específicas de cada ámbito, indicando así reparto de recursos (ANDERSON, 2010). Por tanto, es de gran relevancia realizar estudios faunísticos en diferentes hábitats en distintas áreas geográficas (ARNALDOS et al., 2006) a fin de poder aplicar, en su caso, esta disciplina en el ámbito forense. Por ejemplo, en un estudio realizado por HWANG Y TURNER (2005) se identificaron tres tipos de hábitats diferenciados por las distintas especies que las representaban. En el hábitat rural de bosque dominaban las especies *Calliphora vomitoria* (L.) y *Phaonia subventa* (Harris, 1780), en el hábitat rural de pradera *Lucilia caesar* (L.) y en el hábitat urbano *Calliphora vicina* Robineau-Desvoidy, 1830, *Phaenicia sericata* (Meigen, 1826) y *Lucilia illustris* (Meigen, 1826). En el trabajo llevado a cabo por GRASSBERGER Y FRANK (2004) en Viena, se observó que una especie considerada como rural, *Calliphora vomitoria*, fue la más abundante en una zona urbana, junto con *Chrysomya albiceps* (Wiedemann, 1819), considerada como tropical y que también fue capturada en abundancia en una zona muy al norte de Europa.

Por tanto, las comunidades ecológicas se pueden definir por su composición o, dicho de otra manera, por las especies que están presentes y su abundancia relativa, además de por la dinámica o distribución de las mismas en el espacio y en el tiempo (PUTMAN, 1994). Ambos parámetros, a su vez, se ven determinados por la acción de la región geográfica (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996), la estacionalidad (TANTAWI et al., 1996), la competencia inter e intraespecífica (PUTMAN, 1994) y en por el tipo de recurso que explotan. A partir de estos parámetros se puede observar en un ecosistema una gran diversidad de comunidades.

Así, para obtener estudios faunísticos útiles para la aplicación de estudios forenses, es necesario el conocimiento de la fauna local y la correcta identificación de las especies, teniendo en cuenta su distribución geográfica (ANDERSON, 2010; BENECKE, 2001; VILLET et al., 2010). Con ello se puede conocer la secuencia de colonización concreta en una región y/o un lugar.

Además de su importancia desde el aspecto ecológico, el conocimiento de la biología de los artrópodos asociados con el proceso de descomposición de materia orgánica de origen animal y su sucesión es empleado en numerosos trabajos en el ámbito de la Medicina Legal, área conocida como Entomología Forense.

Los estudios de la fauna sarcosaprófaga asociada a cadáveres constituyen una de las bases de la Entomología Forense, ya que esta ciencia estudia la aplicación de los insectos

y otros artrópodos en la resolución de casos judiciales de diversa índole (CASTNER, 2010) y engloba tres áreas diferenciadas:

- La entomología urbana, que comprende los procedimientos que involucran a los artrópodos que afectan a distintos aspectos del ambiente humano. Esta área es tan diversa que abarca, desde el daño causado por termitas en una casa, hasta las molestias causadas por las plagas de dípteros originadas en las cercanías de instalaciones ganaderas.
- La entomología de los productos almacenados, que afecta a los insectos que constituyen plaga en los productos almacenados y los domésticos de consumo, pudiendo ser éstos objeto de problemas legales.
- La entomología médico-legal o médico-criminal, que utiliza los artrópodos como evidencias en la resolución de crímenes y otros tipos de casos relacionados con la administración de justicia (HALL Y HUNTINGTON, 2010).

Los campos de aplicación de la Entomología Forense son muy diversos, como la valoración del lugar de un fallecimiento, circunstancias perimortem, la identificación de un sospechoso, presuntos malos tratos, muertes súbitas, aplicación de terapias miásicas, detección de fármacos, drogas o estupefacientes, actuaciones en relación con fauna, valoración de infestaciones en alimentos, plagas urbanas y domésticas, etc. (AMENDT et al., 2000; ARNALDOS et al., 2003, 2005; AYÓN, 2014; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005; BENECKE, 2001; BONACCI et al., 2011; BYRD Y CASTNER, 2010; CAMPOBASSO et al., 2004; CHARABIDZE et al., 2012, 2013; GARCÍA GARCÍA, 2010; GENNARD, 2007; LÍRIA SALAZAR, 2006; MARTÍNEZ et al., 2002; PAI et al., 2007; POHJOISMÄKI et al., 2010).

Así pues, la entomología forense incluye todos los aspectos del estudio de los artrópodos en lo que respecta a cuestiones legales. Sin embargo, la entomología médico-legal centra su estudio en los artrópodos que colonizan un cuerpo, con el objeto de esclarecer la información sobre la data de la muerte, a fin de ayudar a los organismos encargados de hacer cumplir la ley en la resolución de crímenes (BENBOW, 2016b).

En relación con la Entomología médico-legal, aparte del conocimiento de los patrones espaciales de energía y el flujo de nutrientes a escala del ecosistema, las investigaciones sobre el papel de los cadáveres en las comunidades ecológicas se centra, casi exclusivamente, en los patrones de sucesión asociados con la determinación del intervalo post-mortem (IPM) (BARTON et al., 2012), que puede definirse como el lapso de tiempo transcurrido desde la muerte hasta el hallazgo de un cadáver.

El IPM se estima, fundamentalmente, por dos métodos. Uno de ellos es considerar el grado de desarrollo de los insectos desarrollados en el cadáver, para lo que es preciso conocer el ciclo vital de las especies implicadas (ARNALDOS et al., 2013; GENNARD, 2007). Entre ellas destacan los dípteros, puesto que el tiempo de desarrollo de los estadios inmaduros de algunas de sus especies es bien conocido y varía a distintas temperaturas (GENNARD, 2007; VILLET et al., 2010), de modo que se puede utilizar esta información como un reloj biológico. El otro método de estimación del IPM se basa en el conocimiento de la sucesión faunística entomosarcosaprófaga. Los artrópodos, en especial los insectos, se sienten atraídos por un cadáver después de la muerte por los aromas que emanan de él como consecuencia de los cambios físico-químicos del proceso de la descomposición (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; SMITH, 1986). Como ya se ha comentado, cada una de esas fases de la putrefacción o descomposición cadavérica resulta atractiva a diferentes grupos de artrópodos, fundamentalmente insectos. Este método de estimación del IPM se

emplea a escala mundial en investigaciones criminales (ANDERSON, 2010; RODRÍGUEZ Y BASS, 1983).

Cabe destacar que, una vez transcurridas 72 horas de la muerte, la entomología médico-legal es el método más preciso y, en ocasiones, el único para determinar la data de la muerte (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996). De hecho, las evidencias entomológicas fueron clave en la determinación de la data en situaciones muy diversas, tanto en cadáveres hallados en un breve lapso de tiempo (ANDERSON, 1997; GARCÍA ROJO Y HONORATO, 2006; GRZYWACZ et al., 2014; KLOTZBACH et al., 2004), como en casos donde los cadáveres tardaron meses o incluso años en encontrarse (ARNALDOS et al., 2004b; GARCÍA ROJO et al., 2009; PRADO E CASTRO et al., 2012a; VANIN et al., 2011).

Así, la determinación de las especies de un área en concreto, junto con el conocimiento de su biología, nos dan una información muy valiosa que puede ser utilizada en la práctica forense para la estimación del IPM o cualquier otro aspecto de interés forense.

El estudio de la comunidad sarcosaprófaga ha sido abordado pues desde varios puntos de vista. Uno de ellos es el relacionado con aspectos ecológicos de la comunidad, tales como los factores que determinan su estructura y dinámica, la biología de las especies y las interacciones que se establecen entre ellas (BORNEMISSZA, 1957).

Dentro de esta comunidad, las especies cumplen diferentes papeles o roles tróficos. No todos los artrópodos presentes en un cadáver tienen un papel igualmente significativo en el proceso de descomposición, cada grupo de artrópodos ocupa en la materia orgánica en descomposición una determinada posición dependiendo del estado o fase de descomposición en el que se encuentre el cadáver y debe ser nombrado basándose en los hábitos alimentarios de sus miembros (BORNEMISSZA, 1957). La denominación que reciben los grupos tróficos por los distintos autores es muy diversa (BRAACK, 1987; CHAPMAN Y SANKEY, 1955; JIRÓN Y CARTÍN, 1981; MCKINNERNEY, 1978). Sin embargo, la clasificación de la fauna sarcosaprófaga más utilizada implica cinco grupos ecológicos distintos: necrófagos, necrófilos, omnívoros, oportunistas y accidentales (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ARNALDOS et al., 2005; BONACCI et al., 2011; CATTS Y GOFF, 1992; JOHNSON, 1975; LECLERCQ, 1996; LECLERCQ Y VERSTRAETEN, 1993; PAYNE, 1965; REED, 1958; SMITH, 1986).

Las especies necrófagas son las que llegan al cadáver en primer lugar y se alimentan a expensas del cadáver. Aparecen según una secuencia temporal que atiende al estado químico de la descomposición. Las especies necrófagas pertenecen principalmente a los órdenes Diptera y Coleoptera. Constituyen el grupo más significativo para la datación de la muerte y son las que cumplen el papel principal en el proceso de descomposición y retorno de la materia orgánica al ecosistema. La presencia de huevos y larvas de estas especies atrae a gran diversidad de coleópteros predadores (entre ellos Staphylinidae e Histeridae) e himenópteros parasitoides y predadores (TANTAWI et al., 1996; SMITH, 1986). Dentro de los dípteros, las especies de las familias Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae colonizan el cadáver rápidamente en las primeras etapas del proceso de descomposición, dejando gran cantidad de huevos y larvas que se alimentan de él activamente. De manera general, se considera que las especies más representativas de la familia Calliphoridae son varias especies de los géneros *Lucilia*, *Calliphora* y *Chrysomya* (AMES Y TURNER, 2003; ARNALDOS et al., 2001; KUUSELA Y HANSKI, 1982; MARTÍNEZ-SÁNCHEZ et al., 2000). Los califóridos pueden alimentarse de tejidos animales, tanto vivos como necrosados, constituyendo uno de los grupos productores de miasis más importantes (MARSHALL, 2012; SMITH, 1986; ZUMPT, 1965), con gran importancia sanitaria, tanto médica como veterinaria. Los

sarcofágidos están asociados a los cadáveres, pero también son importantes agentes primarios de miasis intestinales y traumáticas en animales e, incluso, en el hombre (BORROR et al., 1989; GOFF et al., 2010; SMITH, 1986). Las moscas de la familia Muscidae son muy comunes en diversos ambientes. Pueden criarse sobre una amplia variedad de materia orgánica, como cadáveres, aguas cloacales, compost y basura, por lo que presentan importancia médico-sanitaria, ya que pueden ser transmisoras mecánicas de diversas enfermedades (SMITH, 1986). Otros dípteros que cumplen también un papel importante como descomponedores son las especies de las familias Piophilidae y Phoridae. Ambas familias presentan una amplia distribución. Los piofilidos adultos se encuentran cerca de materia animal muerta, huesos, basura, heces, aguas cloacales, curtidurías y almacenes de pieles, siempre asociados a alimentos con alto contenido proteico. Los fóridos pueden criarse en materia orgánica en descomposición tanto de origen animal como vegetal. Algunas especies pueden ser predadoras en su estadio larvario, pero la mayoría son necrófagas o saprófagas. Entre los coleópteros necrófagos se pueden citar las especies de las familias Dermestidae y Nitidulidae. Los derméstidos se alimentan de materia orgánica de origen animal seca, ya sean pelos o piel e inclusive, sus larvas se pueden desarrollar sobre otros insectos muertos. Los nitidúlidos pueden alimentarse de fruta en descomposición, flores, hongos y hasta de material animal muerto. Algunas especies pueden ser también predadoras (BORROR et al., 1989; SMITH, 1986).

Las especies necrófilas se alimentan a expensas de los necrófagos ya presentes en el cadáver tanto por depredación como por parasitismo. Los necrófilos están principalmente representados por coleópteros de las familias Staphylinidae, Cleridae e Histeridae, que depredan larvas de moscas y por ello tienen gran importancia en la dinámica de la comunidad (TANTAWI et al., 1996). Algunas especies de himenópteros, como las pertenecientes a las familias Ichneumonidae, Braconidae, Chalcididae o Pteromalidae, entre otras, depredan o parasitan huevos, larvas, pupas y adultos de moscas, pudiendo producir una fuerte disminución en la abundancia poblacional de éstas. Otros necrófilos, pero de carácter oportunista, son las arañas y algunos miriápodos, principalmente de la clase Chilopoda (CATTS Y GOFF, 1992; SMITH, 1986). Es interesante mencionar que *Chrysomya albiceps* (Calliphoridae), especie clasificada como necrófaga, durante su tercer estadio larvario puede depredar larvas de estadios previos (I y II) y de otras especies, mostrando así también un comportamiento necrófilo (OLIVA, 2001, 2007; SMITH, 1986).

Las especies omnívoras, como avispas, hormigas y algunos coleópteros, se alimentan tanto del cadáver como de la fauna asociada, (necrófagos y necrófilos). Cabe destacar que en ambientes tropicales las hormigas son los principales descomponedores de la materia orgánica en descomposición a diferencia de las zonas templadas, donde son las moscas las que cumplen este papel (SMITH, 1986).

Las especies oportunistas aprovechan el cadáver como una extensión de su hábitat (refugio, fuente de calor, etc.). Dentro de este grupo podemos mencionar a los colémbolos y algunos ácaros e isópodos, entre otros (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ARNALDOS SANABRIA, 2000; SMITH, 1986).

Por último, las especies accidentales son aquellas cuya presencia en el cadáver se debe únicamente al azar (ARNALDOS et al., 2001; JOHNSON, 1975; LECLERCQ, 1996; LECLERCQ Y VERSTRAETEN, 1993; PAYNE, 1965; REED, 1958; SMITH, 1986). El grupo de los accidentales puede incluir una amplia variedad de órdenes, siendo de gran interés ya que proporcionan datos sobre la riqueza relativa del ambiente en que se encuentran (SMITH, 1986).

De todo lo anterior se deduce la gran diversidad de grupos y especies en relación a un cadáver. No obstante, y a pesar de que su sola presencia puede ser determinante para la obtención de conclusiones válidas, no todas las especies tienen la misma importancia. Esto se complica si se tiene en cuenta que una misma especie de artrópodo puede presentar diferentes bioformas dependiendo de la etapa de su ciclo vital (ARNALDOS SANABRIA, 2000). Así, los grupos de artrópodos asociados a las tres primeras categorías son los más utilizados en la práctica forense (ARNALDOS et al., 2005), por su relación con los restos y la fauna que acude a éstos. Estos grupos de artrópodos, como se ha comentado, están formados principalmente por dípteros, coleópteros e himenópteros. A grandes rasgos, los dípteros son parte del grupo necrófago, los coleópteros son parte de los grupos necrófago y necrófilo y los himenópteros son parte del grupo necrófilo y omnívoro.

Las relaciones ecológicas de estos tres grupos de insectos respecto a los cadáveres animales en descomposición los señalan como los grupos más importantes a tener en cuenta en la descomposición ya que, como se dijo anteriormente, no toda la fauna que acude a un cadáver tiene la misma utilidad en la práctica forense. Debido a esto, los dípteros, coleópteros e himenópteros y de ellos, sólo algunas familias y especies presentan interés forense (BYRD Y CASTNER, 2010a; SMITH 1986).

Las familias de dípteros de interés forense son Calliphoridae, Sarcophagidae, Piophilidae, Phoridae, Muscidae y Sphaeroceridae (AMENDT et al., 2011; GENNARD, 2007; SMITH, 1986). Las especies de califóridos más utilizadas en la práctica forense son *Calliphora vicina*, *Calliphora vomitoria*, *Phaenicia sericata* y *Chrysomya albiceps*, siendo las tres primeras colonizadoras primarias de cadáveres no enterrados ni alterados en Europa y la cuarta especie un díptero habitual en escenarios forenses (GENNARD, 2007). Las especies de sarcófagidos suelen ser difíciles de identificar, por lo que la participación de los taxónomos especialistas es crucial cuando es la única familia recogida en un cadáver. La aparición de esta familia suele estar asociada tanto a las fases tempranas como a las fases tardías de la descomposición (GENNARD, 2007). En la familia de los piofílidos, una de las especies más conocidas es *Piophilidae casei* (L.). Suele encontrarse en los cadáveres en la fase Descomposición Avanzada y comienzos de la fase Restos (BYRD Y CASTNER, 2010b). Los fóridos están asociados a las fases tardías de la descomposición y, aunque son de pequeño tamaño, son reconocibles por ser muy activos y encontrarse en el cadáver saltando y corriendo (GENNARD, 2007). Los múscidos son relevantes por su amplia distribución, su naturaleza ubiquista y su estrecha relación con los humanos (BYRD Y CASTNER, 2010). Es una familia que suele observarse tras la llegada de califóridos y sarcófagidos, aunque la especie *Musca domestica* L., suele visitar el cadáver al poco de la muerte (GENNARD, 2007). Los esferocéridos, generalmente, se asocian a las fases tempranas de la descomposición (GENNARD, 2007; SMITH, 1986).

Las familias de coleópteros de interés forense son Staphylinidae, Silphidae, Dermestidae, Histeridae, Cleridae y Nitidulidae (BYRD Y CASTNER, 2010a; GENNARD, 2007). Los estafilínidos suelen encontrarse en el cadáver desde las primeras fases de la descomposición, depredando huevos y larvas de dípteros. Los sílfidos, en Europa, colonizan los restos en la fase Descomposición. Los derméstidos son una familia de gran importancia económica, debido a que muchas de sus especies forman plaga en productos almacenados. Se alimentan de diversos tipos de tejido animal seco, entre ellos, especímenes de museos, pieles, alfombras, etc. Suelen depredar larvas y pupas de otras especies e incluso de la suya propia (GENNARD, 2007). Dentro de los derméstidos, el género *Dermestes* es el más utilizado en el ámbito forense. Suele asociarse al cadáver cuando los restos están secos (BYRD Y CASTNER, 2010b). La familia de los histéridos aparece desde la fase Descomposición. Tanto larvas como adultos se alimentan de las larvas de dípteros que

colonizan el cadáver (BYRD Y CASTNER, 2010b), siendo sus hábitos principalmente nocturnos. Por su parte, los cléridos se alimentan del cadáver desde la fase Enfisematosa hasta Restos. La especie más citada es *Necrobia rufipes* (De Geer, 1775) y suele aparecer asociada a otras especies como *Stearibia nigriceps* (Meigen, 1826) (Piophilidae) y *Dermestes maculatus* De Geer, 1774 (Dermestidae) (RICHARDS Y GOFF, 1997; TURCHETTO et al., 2001). Gracias a estas asociaciones la estimación de IPM es más precisa, porque se basa en la presencia de varias especies y no sólo de una (GENNARD, 2007). Los nitidúlidos son menos utilizados en la práctica forense, pero también se consideran indicadores forenses, debido a que colonizan los cadáveres en las fases tardías de la descomposición (GENNARD, 2007).

Los himenópteros de interés forense son las familias Vespidae, Braconidae, Pteromalidae, Encyrtidae, Diapriidae, Chalcididae y Formicidae (ANDERSON, 2010; ARNALDOS et al., 2005; FREDERICKX et al., 2013; SANTOS et al., 2014), debido, sobre todo, a su comportamiento parasitoide y predador. De entre ellos, los formícidos constituyen una familia de gran importancia forense, ya que se alimentan del cadáver directamente, así como de las larvas de dípteros o fauna que se halla en los restos, pudiendo llegar a retrasar la colonización en dos o tres días (BYRD Y CASTNER, 2010b). Son utilizados como indicador forense en la estimación del IPM (GOFF Y WIN, 1997; GRASSBERGER Y FRANK, 2004) y para lograr otras conclusiones forenses (BONACCI et al., 2011; MARTÍNEZ et al., 2002; MOURA et al., 1997).

Por tanto, las relaciones ecológicas de estos tres grupos de insectos, respecto a los cadáveres animales en descomposición, hacen de ellos los grupos prioritarios a estudiar a la hora de acometer estudios de fauna entomosarcosaprófaga, así como los más empleados en la práctica forense (BYRD Y CASTNER, 2010a; SMITH 1986).

De todo lo anterior, podemos resumir que para poder obtener conclusiones válidas, desde el punto de vista forense, a partir de evidencias entomológicas, ha de conocerse tanto la composición faunística asociada a los restos en descomposición, como también la influencia de factores como la temperatura, humedad, estacionalidad, viento, lluvia, accesibilidad, distribución geográfica, entre otros, que pueden afectar al proceso de descomposición de un cadáver, a la sucesión faunística artropodiana y a la tasa de crecimiento y desarrollo de los insectos asociados al mismo.

1.2. Antecedentes

La proliferación de series de televisión que muestran algunos aspectos de la entomología médico-legal han dado al público la impresión de que era una nueva ciencia. Sin embargo, es posiblemente una de las disciplinas forenses más antiguas (BENBOW, 2016b).

Desde un punto de vista histórico, se podría decir que la Entomología Forense, como disciplina científica, se originó entre 1883 y 1898, de la mano de J.P. Mégnin quien, en Francia, publicó una serie de trabajos dedicados a la entomología médico-legal. El más famoso de todos ellos (MÉGNIN, 1894) fue durante mucho tiempo el libro de referencia de los entomólogos forenses. En él fueron definidos los diferentes grupos de artrópodos como “escuadrillas de la muerte”, relacionadas hasta entonces con ocho estados de descomposición diferentes. Sin embargo, La utilización de los artrópodos como evidencias probatorias de un crimen se remonta al siglo XIII, en China, donde Sun Tz’u registró, en su manual médico-legal, el asesinato en un arrozal de un aldeano y como la llegada masiva de

dípteros califóridos a la hoz de uno de los trabajadores lo delató como el culpable (BENECKE, 2001; GREENBERG Y KUNICH, 2002).

Entre los siglos XIII y XIX, encontramos los experimentos de Francesco Redi en 1668, quien demostró que las larvas de mosca que se alimentan de trozos de carne aparecen tras la oviposición de éstas y no por generación espontánea, como se creía hasta entonces. Ya que durante la Edad Media estaba muy extendida la creencia de que la aparición de los gusanos era una parte de la descomposición. Además, el trabajo de Karl von Linné, con su obra *Systema naturae*, publicado en 1735, fue el punto de partida para la nomenclatura zoológica y la identificación de las especies.

En el siglo XIX en Europa, gracias a una autopsia llevada a cabo por el médico Louis François Bergeret, la entomología forense comienza a utilizarse como herramienta en investigaciones forenses. En 1850 se descubre durante la restauración de una chimenea el cuerpo de un bebé momificado y, en la autopsia, se encuentran larvas de dípteros sarcófágidos y algunas polillas. Basándose en el desarrollo de los insectos, se estima la data de la muerte en 1848, exculpando a los nuevos propietarios y acusando a los antiguos dueños de la casa (BERGERET, 1855).

Posteriormente, muy influenciados por los trabajos de Mégnin, encontramos los trabajos, de JOHNSTON Y VILLENEUVE (1897), en Canadá, y de MOTTER (1898), que estudia en Estados Unidos la fauna de los enterramientos.

Desde entonces se pueden destacar, entre otros, los estudios de ANDERSON (2001, 2010), AZWANDI et al. (2013), BATTÁN HORENSTEIN et al. (2005, 2010, 2012), BENBOW et al. (2013), BENECKE (1998, 2001, 2004), BRUNDAGE et al. (2011), CHAPMAN Y SANKEY (1955), CHARABIDZE et al. (2011, 2012, 2013), DEKEIRSSCHIETER et al. (2011, 2013a, 2013b), EARLY Y GOFF (1986), ERZINCIOGLU (1983, 1989), FEUGANG YOUNESSI et al. (2012), GREENBERG (1971, 1991), IANCU Y PÂRVU (2013), IANNAONE (2003), INTRONA et al. (1998), JAYAPRAKASH (2006), KESHAVARZI et al. (2015a, 2015b, 2015c, 2016), KUMARA et al. (2012), LECLERCQ (1974, 1978, 1996), LECLERCQ Y BRAHY (1990), LECLERCQ Y VERSTRAETEN (1993), LOUW Y VAN DER LINDE (1993), MAGNI et al. (2015), MATUSZEWSKI et al. (2008, 2010, 2011), MORETTI et al. (2011), NUORTEVA (1974, 1977, 1988a, 1988b), PAI et al. (2007), PAYNE (1965), POHJOISMÄKI et al. (2010), REED (1958), REITER (1984, 1995), RICHARDS Y GOFF (1997), SCHROEDER et al. (2003), SMITH (1986), TANTAWI et al. (1996), TULLIS Y GOFF (1987), WANG et al. (2008) y YING et al. (2013). Estos trabajos se refieren, en su mayor parte, a áreas no paleárticas o a zonas de Europa septentrional y siguen distintas líneas de investigación en torno a la entomología forense.

En España uno de los trabajos más antiguos es el realizado por FERNÁNDEZ (1947) sobre entomología médica, que incide en su mayor parte en aspectos epidemiológicos y de higiene. Como estudios de entomología forense propiamente dichos se encuentran, entre otros, los de BÁGUENA (1952), DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ Y GÓMEZ FERNÁNDEZ (1957, 1963) y PÉREZ DE PETINTO Y BERTOMEU (1975). Todos ellos se hallan muy influenciados por los trabajos de Mégnin no aportando, en general, datos nuevos ni exactos sino que son, más bien, una traducción “adaptada” a las características de España de los textos del autor francés; la mayoría de ellos tienen un marcado carácter doctrinal y difícil de entender en ciencia aplicada.

VILLALAIN BLANCO (1976) reflejó la necesidad de realizar estudios regionales y locales de la fauna entomosarcosaprófaga, haciéndose eco de la necesidad de realizar estudios que tuvieran en cuenta los aspectos ambientales. ROMERO PALANCO Y MUNGUÍA GIRÓN (1986) hicieron el primer intento de estudio comparativo de dicha fauna en distintas

estaciones del año y en distintos biotopos. El trabajo de GONZÁLEZ MORA et al. (1990) aporta, afortunadamente, una visión rigurosa y científica. Desde el punto de vista aplicado, los trabajos de MARTÍNEZ et al. (1997) refirieron datos novedosos acerca de las hormigas asociadas a cadáveres y SÁNCHEZ PIÑERO (1997) estudió el conjunto de los coleópteros carroñeros en medios áridos. En la década de los noventa aparecen también artículos divulgativos como los de VIEJO MONTESINOS Y ROMERO LÓPEZ (1992), COPERIAS (1996), algunos de forma general GONZALEZ PEÑA, (1997), y otros dedicados a grupos específicos de la fauna relacionada con los cadáveres como GALANTE Y MARCOS-GARCÍA, (1997).

ARNALDOS SANABRIA (2000) y CASTILLO MIRALBÉS (2000, 2001, 2002) realizaron estudios de la fauna cadavérica en dos regiones distintas de la Península Ibérica, en la Región de Murcia y en Aragón respectivamente, empleando como cadáveres sustitutos del humano, diversos modelos animales, cadáveres de ave y de cerdo respectivamente, tratando de establecer relaciones entre las peculiaridades de esta fauna y las etapas de la descomposición, realizando estos estudios en ambientes semi-urbanos. Por esta misma época, otros autores han aportado información sobre grupos relacionados con los cadáveres (ARNALDOS et al., 2001; BERZOSA et al., 2001; MARTÍNEZ et al., 2002; ROMERA et al., 2003; entre otros).

Más recientemente, en otras zonas de la Península Ibérica se han realizado estudios sobre el tema. En general, se aprecia un notable impulso de esta disciplina en la Península, donde, entre otros, se pueden destacar los trabajos de ARNALDOS et al. (2005, 2006), BAZ et al. (2014), CARLES-TOLRÁ et al. (2014), GARCÍA-ROJO (2004), MARTÍN VEGA (2011), MARTÍN-VEGA Y BAZ (2010, 2013a, 2013b), MONEO PELLITERO Y SALOÑA BORDAS (2007), PÉREZ BOTE et al. (2012), PRADO E CASTRO et al. (2010a, 2010b, 2011a, 2011b, 2012a, 2012b, 2013, 2014) y SALOÑA et al. (2005). Cabe destacar el trabajo de BAZ et al., (2007), que estudió las diferencias altitudinales sobre califóridos y ARNALDOS et al. (2015a), que presta especial atención a las primeras etapas de la descomposición, que es cuando hay mayor interés aplicado por la necesidad de conocer el patrón de llegada y la actividad diaria de las principales especies implicadas en la descomposición de los cadáveres.

En la Región de Murcia se han realizado diversos estudios sobre la comunidad sarcosaprófaga, en su mayor parte en un medio periurbano (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2003, 2004a, 2004b, 2005, 2006, 2014; BERZOSA et al., 2001; MARTÍNEZ et al., 1997, 2002; ROMERA et al., 2003). Sin embargo, la comunidad sarcosaprófaga en los medios naturales de la Región está poco estudiada (ARNALDOS et al. 2013; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CARLES-TOLRÁ et al., 2014; MARTÍNEZ MOÑINO, 2011; PÉREZ MARCOS, 2013).

Como ya se ha dicho, cada región biogeográfica presenta una diversidad y riqueza particular dadas por las variables ambientales que se dan en ella y que determinan la composición faunística durante la sucesión (ANDERSON, 2010; ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996). Es por esta razón que el estudio de la comunidad sarcosaprófaga no sólo es importante desde el punto de vista ecológico, ya que constituye un buen modelo para determinar la biodiversidad de especies en un área determinada, sino también porque los datos obtenidos a partir de este tipo de estudios son relevantes desde la perspectiva de la medicina legal.

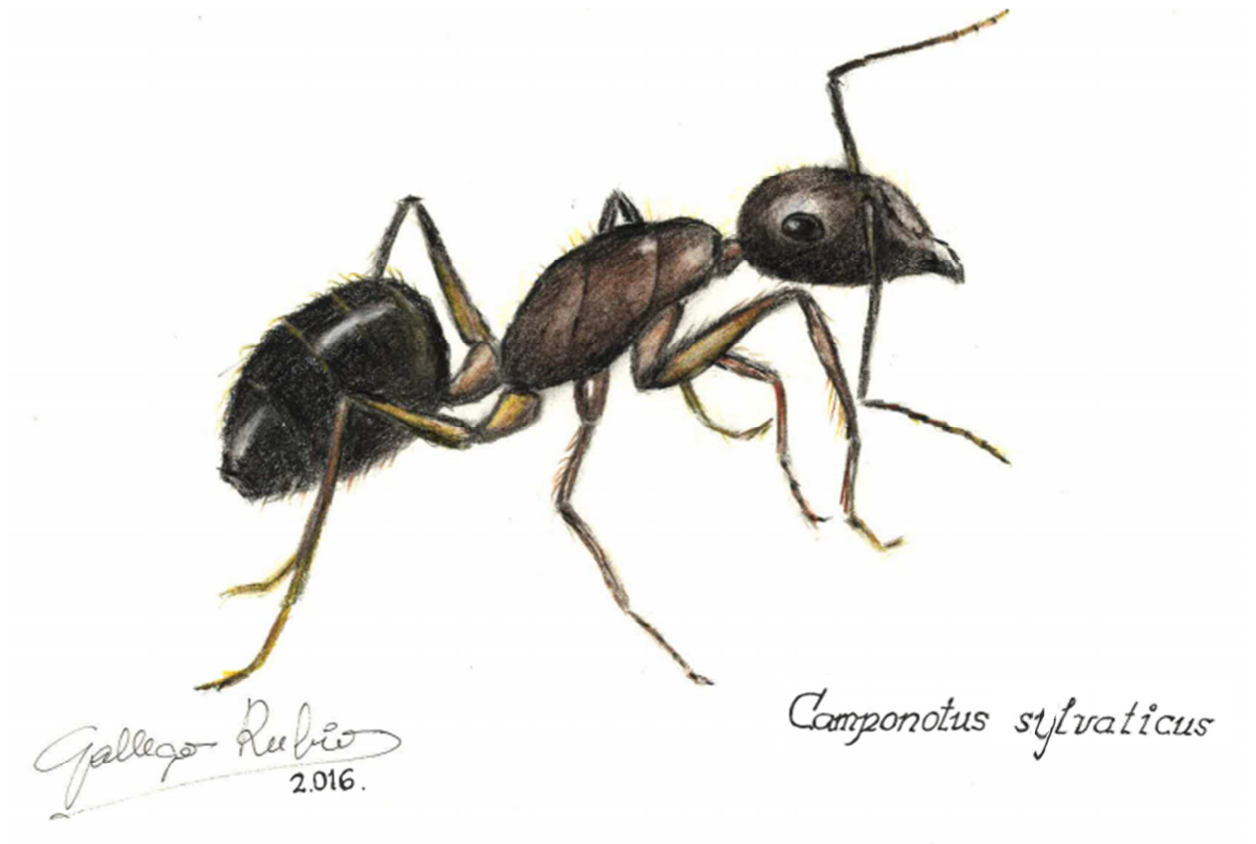
El presente trabajo de investigación permitirá profundizar en el conocimiento de la fauna sarcosaprófaga en un ambiente natural de la Región de Murcia y establecer los patrones de colonización de la fauna entomosarcosaprófaga propios de la zona, que luego podrán ser aplicados no sólo en medicina legal, a fin de poder establecer el IPM en un cadáver, constituyendo una referencia para otras regiones que compartan condiciones

biogeográficas y ambientales similares, sino que además, al ser un entorno protegido con fauna cinegética de interés introducida, permitirá también extrapolar los resultados de este trabajo en casos de furtivismo, por ejemplo.

1.3. Objetivos

- Determinar las etapas del proceso de la descomposición de un cadáver en una umbría de un hábitat natural mediterráneo montañoso para cada una de las estaciones anuales.
- Determinar la estructura y dinámicas poblacionales de la comunidad sarcosaprófaga presente en la zona de estudio relacionada con el cadáver.
- Valorar la diversidad ecológica dentro de la comunidad sarcosaprófaga en estudio.
- Estimar la variación estacional en la composición faunística de la comunidad entomológica sarcosaprófaga, así como el patrón de sucesión estacional y temporal de la fauna asociada a cadáveres.
- Determinar, dentro de la comunidad, los taxones más representativos, en cada una de las distintas fases de la descomposición cadavérica y para cada una de las estaciones anuales, cara a su eventual aplicación a la práctica forense.

MATERIAL Y MÉTODOS



Camponotus sylvaticus

2. MATERIAL Y MÉTODOS

2.1. Lugar de muestreo

El lugar seleccionado para la realización de este estudio fue el Parque Regional de Sierra Espuña. Este macizo montañoso se sitúa en la zona central de la Región de Murcia, entre los términos municipales de Alhama de Murcia, Totana, Mula y Aledo, siendo el espacio natural más importante de la comunidad (Figura 2.1.1).

Sierra Espuña fue Parque Natural por el Real Decreto 3175 de 10 de Noviembre de 1978. Desde 1992, por la Ley 4/92 de Ordenación y Protección del Territorio de la Región de Murcia, se declaró Parque Regional con una extensión de 17804 ha.

La Sierra pertenece al ámbito geológico de las Cordilleras Béticas y, dentro de éstas, al dominio subbético (GARCÍA GARCÍA, 1983; LÓPEZ BERMÚDEZ, 1975); su estructura es bastante compleja puesto que se resuelve en diversos mantos de corrimiento desarrollados mediante un amplio despegue de la cobertura mesozoica a nivel del Permo-Trías.

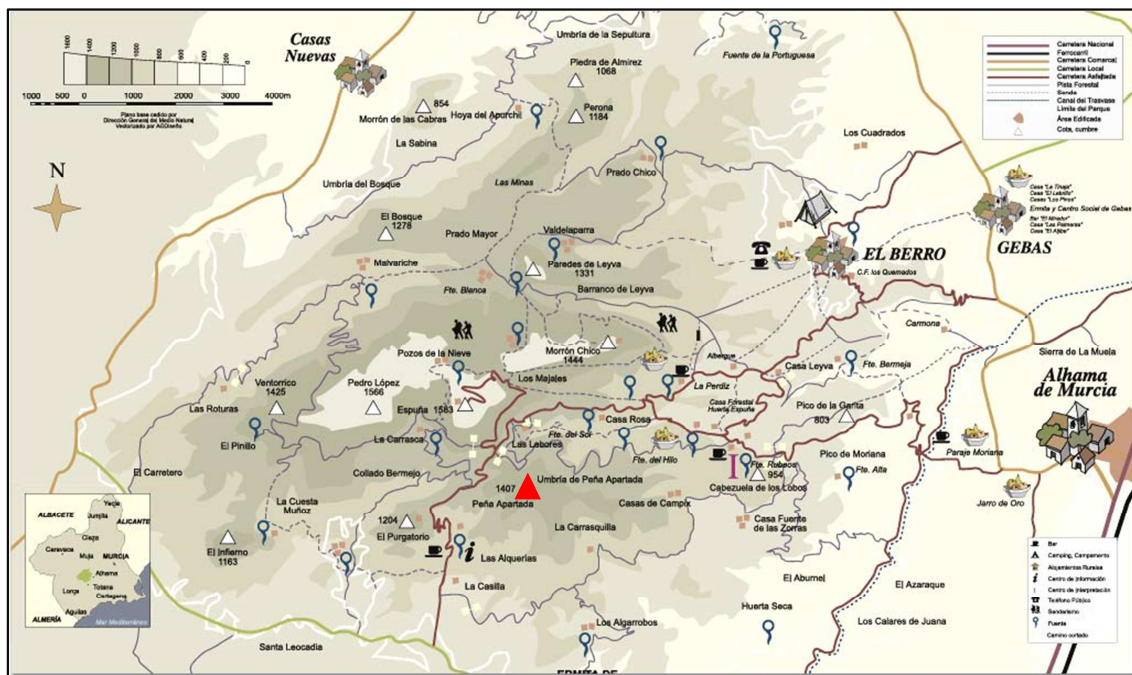


Figura 2.1.1. Localización de la zona de muestreo de Peña Apartada, representada por un triángulo rojo, en el Parque Regional de Sierra Espuña, ubicado en el término municipal de Alhama de Murcia. (<http://img.webme.com/pic/e/elberro/mapasierraespuna.jpg>)

Respecto a las características edáficas de Sierra Espuña, se da predominio de los litosuelos calizos con suelo pardo calizo superficial, por lo que son suelos delgados y pedregosos y con frecuencia la roca aflora denudada por arroyamiento.

Sierra Espuña en su conjunto, juega el papel de isla climática en el centro de la provincia de Murcia, pues su altitud introduce sensibles alteraciones en todos los elementos climáticos, fundamentalmente en cuanto a precipitación y temperatura, constituyendo, como se ha dicho, un islote de humedad dentro del predominio subárido del territorio murciano. Flanquea por el norte el tramo central de la Depresión Prelitoral o Fosa del

Gualadentín, que de suroeste a noreste cruza la parte meridional de la provincia y a la vez limita por el sur por la Cuenca de Mula (GARCÍA GARCÍA, 1983; LILLO CARPIO, 1976).

Su vegetación es el resultado de históricas y modélicas repoblaciones llevadas a cabo por el ingeniero Ricardo Codornú a finales del siglo XIX y principios del XX (SÁNCHEZ GÓMEZ et al., 2003; SERRANO Y GALLEGO, 2004). La vegetación de esta área es una mezcla de pinares, dominados por el pino carrasco (*Pinus halepensis*) y en menor medida de pino ródano (*Pinus pinaster*) y pino negral (*Pinus nigra*). Además aparecen también *Quercus rotundifolia*, *Quercus faginea*, *Quercus coccifera*, *Juniperus oxycedrus* y *Pistacia lentiscus*.

La fauna de la sierra es variada debido a la diversidad de ambientes que alberga. El pinar es el hábitat más ampliamente usado y en él se pueden observar fácilmente la ardilla de España (*Sciurus vulgaris hoffmanni*) y el jabalí (*Sus scrofa*). Conforme se asciende hacia las cumbres, el espacio aéreo está principalmente ocupado por el águila real (*Aquila chrysaetos*), chovas piquirrojas (*Pyrrhocorax pyrrhocorax*) y aviones roqueros (*Ptyonoprogne rupestris*). En tierra es fácil observar el arruí o muflón del Atlas (*Ammotragus lervia*), especie introducida actualmente en proceso de erradicación. De animales invertebrados existe relativamente poca información, exceptuando algunos trabajos sobre coleópteros, lepidópteros y ortópteros (GARCÍA et al., 1984a, 1984b; GARCÍA Y PRESA, 1985; GONZÁLEZ LÓPEZ, 2008; SERRANO Y GALLEGO, 2004).

La región presenta un clima mediterráneo de tipo estacional, con meses fríos y secos correspondientes a otoño (septiembre a diciembre) e invierno (diciembre a marzo), y cálidos y húmedos, primavera (marzo a junio) y verano (con precipitaciones normalmente en septiembre). El régimen de precipitaciones anual en esta área oscila, aproximadamente, entre los 800-1000 mm (LILLO CARPIO, 1976). En las umbrías, no obstante, y gracias a su densa vegetación arbórea, el fenómeno de la precipitación horizontal adquiere importancia en el mantenimiento de la humedad ambiental (Figura 2.1.2).

El trabajo se llevó a cabo en el paraje de Sierra Espuña conocido como Umbría de Peña Apartada, situada en una zona de umbría, a 980 m de altitud (UTM 30TXG6274190), que resultaba ser el lugar más idóneo porque presentaba la flora representante de la zona, permitía la instalación del dispositivo de captura y era accesible a pie. Las dos últimas circunstancias, dado lo escarpado de las laderas de la Umbría, lo convertían en excepcional para nuestros propósitos.



Figura 2.1.2. Aspecto de un día nebuloso en la zona de estudio.

2.2. Descripción de la trampa utilizada para la recolección de la entomofauna

Para la recolección de las muestras se empleó una variante de la trampa propuesta por SCHOENLY et al. (1991), dispositivo muy eficaz en la recolección de fauna sarcosaprófaga (ORDÓÑEZ et al., 2008).

El modelo de Schoenly está diseñado para capturar todos los artrópodos, tanto los que acceden al cadáver como los que emergen de él. Con este dispositivo de captura apenas se interfiere en el proceso natural de descomposición del cadáver y su sucesión faunística, ya que la captura de artrópodos es automática y continua. La trampa permite hacer un censo total de todos los artrópodos que acceden a y se desarrollan en el cadáver. Esta captura, sistematizada e igualitaria para todos los muestreos, permite hacer cualquier tipo de análisis estadístico.

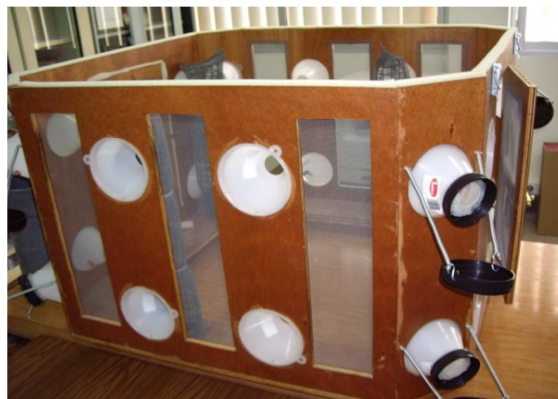


Figura 2.2.1. Estructura de la trampa usada durante los muestreos.

La variante del modelo de Schoenly utilizada presenta unas dimensiones de 70 x 70 x 60 cm, formando en planta un rectángulo con sus 4 vértices truncados (Figuras 2.2.1 y 2.2.2).



Figura 2.2.2. Trampa de Schoenly utilizada para la recolección de las muestras durante los cuatro periodos de muestreos.

El material empleado para la estructura de la trampa es tablero marino, siendo éste muy resistente ante las inclemencias del tiempo, ya que el período de muestreo comprende las cuatro estaciones del año consecutivas. Dicha estructura consta de dieciséis orificios de entrada, cuatro por cada frente, situados a dos alturas distintas (12 y 42 cm) y distribuidos equidistantes en los cuatro lados de la trampa (Figura 2.2.1). Ocho de estos dieciséis orificios de entrada conducen directamente a cuatro canales de ingreso formados, internamente, por tela plástica de nilón con una luz de malla 2 cm y, externamente, por tela metálica con luz de malla de 1 mm que finalizan en recipientes que contienen líquido conservante. A estos recipientes se accede a través de unos conductos de PVC de 20 cm de diámetro situados bajo la superficie del suelo. Los restantes ocho orificios de entrada permiten el acceso directo de los animales al cadáver. Una vez dentro,

los ejemplares no recolectados y, en su caso, los emergentes del cadáver pueden salir a través del orificio de salida situado en el techo de la trampa, o por los ocho situados, como los de entrada, a dos alturas (12 y 42 cm), en las aristas truncadas de la trampa. Al final de todos éstos orificios de salida se encuentran unos recipientes con líquido conservante. Esta trampa captura, teóricamente, la mitad de los ejemplares que entran a la trampa y casi todos los que salen de ella. La trampa dispone además de dos puertas de acceso enfrentadas para facilitar la manipulación del cebo, la toma de muestras sobre los restos, la medición y registro gráfico del estado del cadáver y de la temperatura y la humedad relativa ambiental. Como hemos comentado anteriormente, la trampa de Schoenly está pensada para recoger todo tipo de entomofauna adulta; sin embargo, al poder desarrollarse a lo largo del periodo de estudio el ciclo vital completo de algunas especies, podemos encontrarnos una misma especie en sus diferentes estados de desarrollo. Los estados preimaginales de los artrópodos de desarrollo holometábolo pueden necesitar enterrarse en el suelo para completar su desarrollo y, por ello, pueden ser recolectados en mayor o menor cantidad o, simplemente, no ser recogidos con esta trampa. Es por esto que se instalaron en el interior de la trampa Schoenly 2 trampas de caída, para capturar tanto la fauna reptadora, en general, como las larvas de los dípteros y coleópteros que se desarrollan dentro de la trampa durante los períodos de muestreo y a su vez poder testar en este trabajo si es necesario tenerlas en cuenta a la hora de su futuro empleo en trabajos experimentales o es posible obviarlas por ser la trampa Schoenly, por sí sola, suficientemente representativa de la fauna capturada.

La trampa fue ubicada en el lugar de muestreo una semana antes de la colocación del cadáver, para permitir la maduración y estabilización de las condiciones en su interior.

2.3. Tipo de cadáver

En estudios sobre fauna sarcosaprófaga, puede resultar de especial relevancia el tipo de cadáver animal que se emplee. En sustitución del cadáver humano se han utilizado gran diversidad de animales muertos, como aves (ARNALDOS SANABRIA, 2000; LORD Y BURGUER, 1984), ratones (MICOZZI, 1986; MORETTI et al., 2011), impalas (BRAACK, 1981), elefantes (COE, 1978 cf. GOFF, 1993), perros (JIRÓN Y CARTÍN, 1981; PERVEEN Y KHAN, 2013; REED, 1958), gatos (EARLY Y GOFF, 1986), conejos (ABD EL-BAR Y SAWABY, 2010; ORDÓÑEZ et al., 2008; TANTAWI et al., 1996), reptiles (CORNABY, 1974 cf. GOFF, 1993), ratas (KENTNER Y STREIT, 1990; LIRIA SALAZAR, 2006; OKIWELU et al., 2008; WELLS Y GREENBERG, 1994), ardillas (JOHNSON, 1975), pescado (D'ALMEIDA, 1992), monos (CHEN et al., 2010; OKIWELU et al., 2008), pero muchos prefieren utilizar cerdos (BATTÁN HORENSTEIN, 2008; BATTÁN et al., 2005; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; BONACCI et al., 2011; CARLES-TORLÁ et al., 2014; CARVALHO et al., 2004; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; CENTENO et al., 2002; DAVIS Y GOFF, 2000; DEKEIRSSCHIETER et al., 2013; GOMES et al., 2007; GRZYWACZ Y PRADO E CASTRO, 2012; IANNAcone, 2003; MATUSZEWSKI et al., 2008; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; PAYNE, 1965; PAYNE et al., 1968; PAYNE Y KING, 1969; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b; RICHARDS Y GOFF, 1997; SEGURA et al., 2010; WOLFF et al., 2001). Algunos autores, emplean otros animales, como calamar (BAZ et al., 2007; MARTÍN-VEGA Y BAZ, 2013b) para estudios ecológicos de la fauna sarcosaprófaga, que no de sucesión sarcosaprófaga, o vísceras de animales (SALOÑA BORDAS et al., 2009). Otros, incluso, emplean distintos cebos animales a la vez para realizar estudios comparativos (KYEREMATEN et al., 2012).

Dado que, por motivos éticos y morales y por tanto, legales, no pueden emplearse cadáveres humanos en Europa, se emplearon como cebo para la realización de este trabajo cadáveres de lechones (*Sus scrofa* L.) de aproximadamente 5 kg de peso (Figura 2.3.1). Este tipo de cebo se considera adecuado ya que, según HEWADIKARAM Y GOFF (1991), el patrón de descomposición y la sucesión de artrópodos no difiere entre cadáveres de cerdos de distintos tamaños. La elección de este tipo de cebo está basada, además de en el patrón similar de la descomposición con el de la humana (GOFF, 1993), por lo que la fauna que acude puede extrapolarse y contemplarse como fauna que acudiría a un cadáver humano, en el tamaño manejable del mismo, su accesibilidad por parte de los insectos, su bajo coste, modo de conservación hasta el momento de su utilización y la posibilidad de obtener ejemplares de tamaño uniforme fácilmente. Asimismo, cabe destacar, que los cerdos son considerados el mejor modelo animal para estudios en el ámbito de la entomología forense debido a su similitud con los humanos a nivel tegumentario (en el caso de lechones), en el tamaño de la cavidad torácica, la escasa pilosidad corporal y sus características internas (CATTS Y GOFF, 1992; SCHOENLY et al., 1991).



Figura 2.3.1. Aspecto general del cebo animal empleado.

En el ensayo se emplearon en total 4 ejemplares de cerdo, uno por cada estación de muestreo (otoño, invierno, primavera y verano). Los animales fueron proporcionados por la Granja Docente Veterinaria de la Universidad de Murcia, situada próxima al Campus Universitario de Espinardo, y sacrificados mediante premedicación, siguiendo la normativa de la CEE sobre trato animal (RD 1201/2005, de 10 Octubre. www.um.es/comisionetica/investigacion/documentos/a34367-34391.pdf).

2.4. Período de muestreo, modo de recolección y registro de datos

Se realizaron cuatro muestreos periódicos coincidiendo con las cuatro estaciones anuales: otoño de 2006, invierno de 2007, primavera de 2008 y verano de 2008. Cada experimento duró aproximadamente 7 semanas (Tabla 2.4.1).

Al inicio de cada muestreo, se removía el sustrato bajo la trampa para eliminar cualquier influencia del muestreo anterior y se dejaba reposar como mínimo una semana.

La recolección de las muestras duró una media de 55 días. Durante cada periodo estacional se recogieron muestras diariamente los 15 primeros días y después en días alternos, espaciándose este período al finalizar cada una de las estaciones de muestreo. Este cambio de secuenciación en la toma de muestras está relacionado con la cambiante duración de las etapas de descomposición de los cadáveres, de las condiciones climáticas, número de artrópodos presentes y del tamaño y estado del cerdo (JOHNSON, 1975; MARTÍNEZ et al. 2002; SMITH 1986).

Tabla 2.4.1. Cronograma de muestreo de cada una de las estaciones.

OTOÑO 2006		INVIERNO 2007		PRIMAVERA 2008		VERANO 2008	
DÍA	FECHA	DÍA	FECHA	DÍA	FECHA	DÍA	FECHA
1	15/09/2006	1	08/01/2007	1	04/04/2008	1	16/06/2008
2	16/09/2006	2	09/01/2007	2	05/04/2008	2	17/06/2008
3	17/09/2006	3	10/01/2007	3	06/04/2008	3	18/06/2008
4	18/09/2006	4	11/01/2007	4	07/04/2008	4	19/06/2008
5	19/09/2006	5	12/01/2007	5	08/04/2008	5	20/06/2008
6	20/09/2006	6	13/01/2007	6	09/04/2008	6	21/06/2008
7	21/09/2006	7	14/01/2007	7	10/04/2008	7	22/06/2008
8	22/09/2006	8	15/01/2007	8	11/04/2008	8	23/06/2008
9	23/09/2006	9	16/01/2007	9	12/04/2008	9	24/06/2008
10	24/09/2006	10	17/01/2007	10	13/04/2008	10	25/06/2008
11	25/09/2006	11	18/01/2007	11	14/04/2008	11	26/06/2008
12	26/09/2006	12	19/01/2007	12	15/04/2008	12	27/06/2008
13	27/09/2006	13	20/01/2007	13	16/04/2008	13	28/06/2008
14	28/09/2006	14	21/01/2007	14	17/04/2008	14	29/06/2008
15	29/09/2006	15	22/01/2007	15	18/04/2008	15	30/06/2008
16	-	16	23/01/2007	16	-	16	01/07/2008
17	01/10/2006	17	-	17	20/04/2008	17	-
18	-	18	25/01/2007	18	-	18	03/07/2008
19	03/10/2006	19	-	19	22/04/2008	19	-
20	-	20	27/01/2007	20	-	20	05/07/2008
21	05/10/2006	21	-	21	24/04/2008	21	-
22	-	22	29/01/2007	22	-	22	07/07/2008
23	07/10/2006	23	-	23	26/04/2008	23	-
24	-	24	31/01/2007	24	-	24	09/07/2008
25	09/10/2006	25	-	25	28/04/2008	25	-
26	-	26	02/02/2007	26	-	26	11/07/2008
27	11/10/2006	27	-	27	30/04/2008	27	-
28	-	28	04/02/2007	28	-	28	-
29	13/10/2006	29	-	29	02/05/2008	29	-
30	-	30	06/02/2007	30	-	30	15/07/2008
31	15/10/2006	31	-	31	04/05/2008	31	-
32	-	32	08/02/2007	32	-	32	-
33	17/10/2006	33	-	33	06/05/2008	33	18/07/2008
34	-	34	10/02/2007	34	-	34	-
35	19/10/2006	35	-	35	08/05/2008	35	-
36	-	36	12/02/2007	36	-	36	21/07/2008
37	21/10/2006	37	-	37	10/05/2008	37	-
38	-	38	14/02/2007	38	-	38	-
39	23/10/2006	39	-	39	12/05/2008	39	24/07/2008
40	-	40	16/02/2007	40	-	40	-
41	25/10/2006	41	-	41	14/05/2008	41	-
42	-	42	18/02/2007	42	-	42	-
43	27/10/2006	43	-	43	16/05/2008	43	28/07/2008
44	-	44	20/02/2007	44	-	44	-
45	29/10/2006	45	-	45	-	45	-
46	-	46	22/02/2007	46	19/05/2008	46	30/07/2008
47	31/10/2006	47	-	47	-	47	-
48	-	48	24/02/2007	48	-	48	-
49	02/11/2006	49	-	49	22/05/2008	49	-
50	-	50	26/02/2007	50	-	50	-
51	-	51	-	51	-	51	-
52	05/11/2006	52	28/02/2007	52	-	52	-
53	-	53	-	53	-	53	-
54	-	54	02/03/2007	54	-	54	-
55	08/11/2006	55	-	55	-	55	-
56	-	56	04/03/2007	56	-	56	-
57	-	57	-	57	30/05/2008	57	-
58	-	58	-	58	-	58	-
59	-	59	07/03/2007	59	-	59	-
60	13/11/2006	60	-	60	-	60	-

La toma de muestras consistió en la extracción de los frascos de salida del dispositivo de Schoenly y las trampas de Caída y su reemplazo por nuevos frascos que presentaban como solución conservante líquido de Morrill (MORRILL, 1975). Esta solución resulta adecuada por su neutralidad, esto es, no servir de atrayente a la fauna, por minimizar las pérdidas debido a la evaporación y por haber dado buenos resultados en la preservación inicial de la mayoría de los taxones (SCHOENLY, 1981).

Además, durante la toma de muestras, se realizó un registro fotográfico el estado del cerdo, identificado por medio de una etiqueta con el día y la fecha (Figura 2.3.1). También se anotaron diariamente en el cuaderno de campo los cambios atmosféricos, el estado del cerdo, datos de la fauna sobre el cadáver y cualquier tipo de incidencia.

2.5. Preparación, conservación e identificación de las muestras

Una vez realizada la recolección del material se procedía a su traslado al laboratorio, donde se realizaba su separación por taxones, siendo conservados en etanol al 70 % en recipientes de plástico y etiquetados mediante dos etiquetas, una con los datos del tipo de trampa, parcela y fecha, y otra etiqueta con la identificación de los ejemplares.

La identificación de la entomofauna se realizó con ayuda de un estereoscopio binocular (Leica MZ8), empleándose claves dicotómicas especializadas para cada uno de los taxones recolectados. GONZÁLEZ MORA (1989), GONZÁLEZ MORA Y PERIS (1988), McALPINE et al. (1987), MATUSZEWSKI (2010) y PERIS Y GONZÁLEZ MORA (1991) para las familias y especies de dípteros, OUTERLO Y GAMARRA (1985), PLATA NEGRACHE (1971), UNWIN (1988), ZAHRADNÍK (1990) y YÉLAMOS (2002) para las familias y especies de coleópteros y para las familias de himenópteros GOULET Y HUBERT (1993), MARTÍNEZ et al. (1985) para los géneros de himenópteros de la familia Formicidae y la web: <http://www.hormigas.org> para las especies de formícidos. Además los ejemplares pertenecientes a la familia Formicidae fueron confirmados por la Doctora M^a Dolores Martínez del Departamento de Zoología y Antropología Física de la Universidad Complutense de Madrid.

Todo el material capturado se encuentra depositado en las instalaciones del Departamento de Zoología y Antropología Física, Área de Entomología Forense, de la Universidad de Murcia.

2.6. Variables ambientales

Los datos de temperatura (T^a) y humedad relativa (HR) diarios fueron registrados de forma continua durante los períodos de muestreo mediante el empleo de un data logger (HOBO® U10-Temp/RH Data Logger (Part# U10-003) ($T^a \pm 0.4^\circ \text{C}$, $\text{HR} \pm 3.5\%$)) colocado en el interior de la trampa y una sonda (Delta OHM HD 8501SAT/500) que se situaba en la interfaz cerdo-suelo en el momento del muestreo (Figuras 2.6.1-4).

La obtención del registro diario de la precipitación se obtuvo por medio de la información recogida de la estación meteorológica de La Calavera, en Alhama de Murcia (Murcia), que forma parte de la Red del Sistema de Información Agrario de Murcia (SIAM)

del Instituto Murciano de Investigación y Desarrollo Agrario y Alimentario (IMIDA) (Figuras 2.6.1-4).

El análisis posterior de estos datos ayudó en la caracterización de las distintas fases de la descomposición que se dieron durante cada una de las estaciones muestreadas y a la discusión de las dinámicas poblacionales de los ejemplares capturados analizados.

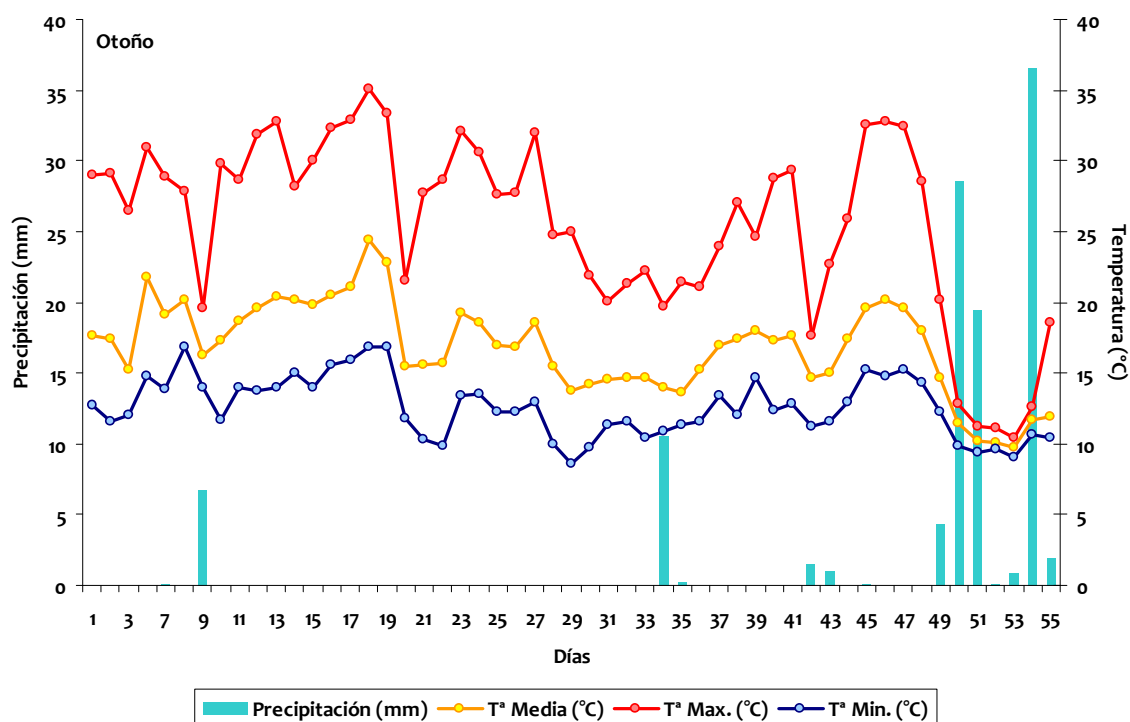


Figura 2.6.1. Temperaturas máximas, medias y mínimas y precipitaciones registradas durante el experimento de otoño.

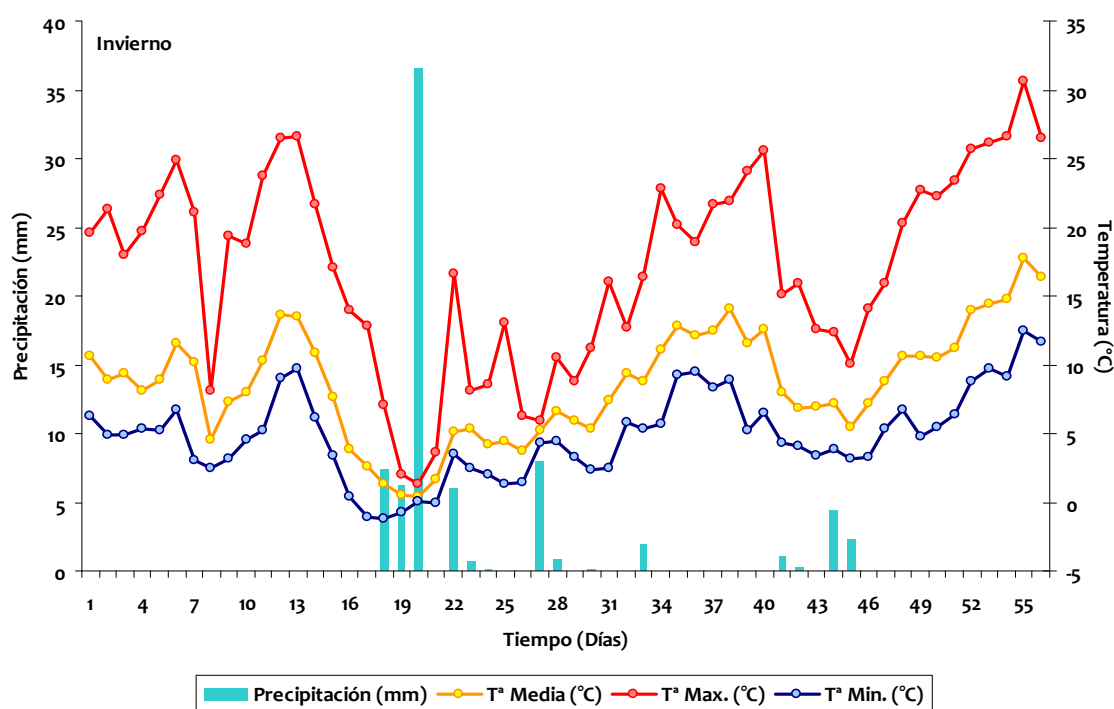


Figura 2.6.2. Temperaturas máximas, medias y mínimas y precipitaciones registradas durante el experimento de invierno.

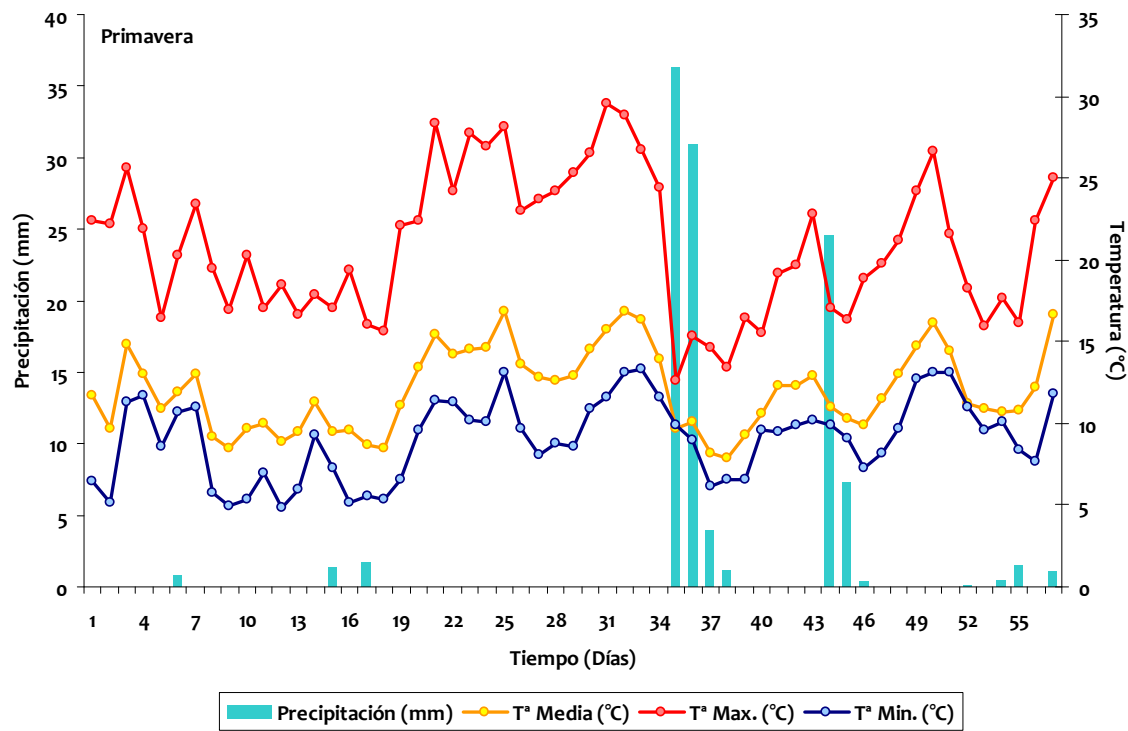


Figura 2.6.3. Temperaturas máximas, medias y mínimas y precipitaciones registradas durante el experimento de la primavera.

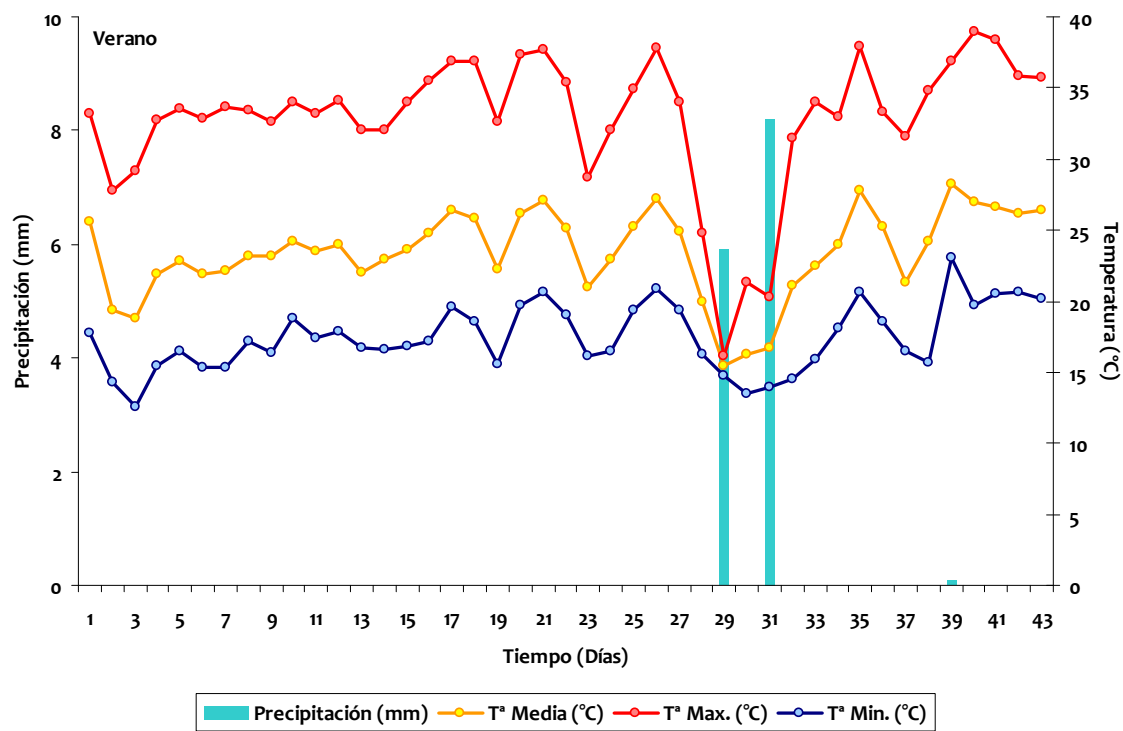


Figura 2.6.4. Temperaturas máximas, medias y mínimas y precipitaciones registradas durante el experimento del verano.

2.7. Las fases de la descomposición

La descomposición es un proceso continuo (SCHOENLY Y REID, 1983), por lo que a la hora de estudiar la descomposición cadavérica es difícil dividirla en etapas claras. De esta forma, se tienen en cuenta distintos cambios físico-químicos para la clasificación de las etapas, como el tipo de fermentación presente, el nivel de desecación del cuerpo, la intensidad del olor o si los gases generados se mantienen en el cadáver o si se liberan. Todos estos cambios y la imposibilidad de captarlos por separado, ha generado que distintos autores presentaran diferentes clasificaciones de los estados de descomposición (BORNEMISSZA, 1957; BRAACK, 1981; CATTS Y HASKELL, 1990; EARLY Y GOFF, 1986; FULLER, 1934; LORD & BURGER, 1984; McKINNERNEY, 1978; MÉGNIN, 1894; MOURA et al., 1997; PAYNE, 1965; REED, 1958; TANTAWI et al., 1996).

Se consideran, a nuestros efectos, 5 fases o etapas de la descomposición, siguiendo la clasificación de ANDERSON Y VANLAERHOVEN (1996):

- Fresco: Comienza en el momento de la muerte y acaba cuando el cadáver muestra el primer signo de hinchazón. El cuerpo no presenta aparentes cambios físicos y no se detectan olores asociados a esta etapa.

- Enfisematoso: Se inicia cuando los gases se acumulan en el cuerpo debido a la acción de las bacterias anaeróbicas, el cuerpo se hincha y toma apariencia abombada. La temperatura interna se eleva como consecuencia del efecto combinado de la descomposición bacteriana y la actividad metabólica de las larvas de dípteros principalmente (KEH, 1985; PAYNE, 1965; SCHOENLY Y REID, 1983; TULLIS Y GOFF, 1987). Según se va hinchando comienzan a aparecer fluidos por las aberturas naturales. En la superficie del cuerpo comienzan a aparecer manchas moradas y verdes, otorgándole un aspecto marmóreo al cadáver. El ano se dilata y se percibe un intenso olor a putrefacción. Las masas de larvas son más evidentes y suele acabarse con el deshinchamiento del cuerpo.

- Descomposición: Durante esta etapa el cuerpo se deshinchaba debido a la acción de insectos necrófagos, como las larvas de dípteros, que cuarteaban la piel. Los gases y fluidos corporales salen al exterior y se observa una gran pérdida de masa corporal y licuefacción de los tejidos. Los fluidos rezuman del cadáver, llegando a empapar la superficie del suelo. Las masas musculares aparecen tumefactas y blandas al tacto, y la piel aparece agujereada y cuarteada por la acción de los insectos necrófagos. Es evidente un fuerte olor a putrefacción.

- Descomposición Avanzada: Empieza con la migración de las larvas de dípteros, que abandonan el cuerpo para pupar. También suelen observarse grandes cantidades de larvas de coleópteros en él. Gran parte del tejido muscular desaparece y hay un olor característico a rancio. El cadáver sufre una repentina pérdida de humedad tomando un aspecto deshidratado.

- Restos: En esta etapa solamente quedan piel, huesos y cartílago deshidratado. El olor no es evidente o no se percibe. La piel se vuelve coriácea y el olor a rancio es menos evidente.

En este estudio se estableció la duración de las diferentes etapas del proceso de descomposición en el cebo por apreciación personal tras valorar registros gráficos del estado del cadáver, los registros de humedad y temperatura de la interfaz cerdo-suelo y las anotaciones contenidas en los diarios de campo. Posteriormente fueron identificadas, definidas y comparadas con las descritas por otros autores.

2.8. Análisis estadísticos

- Análisis de la Varianza (ANOVA) y test de Comparaciones Múltiples

Para determinar la variación estacional y la influencia del tipo de trampa en la composición entomofaunística de la comunidad, se realizó un análisis de la varianza (ANOVA) utilizando el programa estadístico R 3.2.3 (R CORE TEAM, 2012). Los factores fueron: estación (niveles: verano, otoño, invierno y primavera), tipo de trampa (niveles: Schoenly y Caída) y la interacción estación/tipo de trampa; la variable respuesta considerada fue la abundancia de individuos.

A fin de verificar posibles diferencias entre las medias para cada uno de los factores establecidos, se utilizó el test de Comparaciones Múltiples LSD. Las medias de la abundancia de cada especie se exponen transformadas a Ln y acompañadas por una letra. Las medias que presentan la misma letra no muestran diferencias estadísticamente significativas entre ellas al nivel de significación propuesto, en este caso 0.05.

Cabe destacar que el diseño experimental no presenta réplicas verdaderas, ya que la fauna fue recolectada diariamente sobre un mismo individuo, implicando que las muestras no sean independientes entre sí, generándose de este modo pseudorréplicas. El uso de Análisis de la Varianza (ANOVA) en este caso, se justificaría por el alto esfuerzo de muestreo realizado durante el transcurso de esta investigación, siendo además un procedimiento ampliamente utilizado en estudios de comunidades sarcosaprófagas (p.e. BATTÁN HORENSTEIN, 2008; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2007; SOUZA Y LINHARES, 1997).

- Análisis de Correspondencias

El análisis de correspondencias es una técnica exploratoria que permite representar gráficamente filas y columnas de una tabla de contingencia. Este análisis permite establecer relaciones entre las especies de la comunidad y los factores ambientales u otros factores tenidos en cuenta.

La matriz de datos para este estudio se ha organizado en filas y columnas; los taxones de artrópodos se representan en las filas y las unidades de muestreo en columnas (época de muestreo y fases de la descomposición).

Este método sirve para mostrar las tendencias en los datos obtenidos y corroborar así las impresiones obtenidas de la experiencia de campo. Se trata de no establecer a priori ninguna hipótesis sobre los factores extrínsecos (temperatura, humedad relativa, etc.) que pudieran intervenir en la distribución de los taxones, introduciendo solamente el número de ejemplares de cada taxón de artrópodos en cada época muestreada o fase de la descomposición.

El análisis ofrece una nube de puntos en relación a una serie de ejes cartesianos de diferente significación en función de la varianza que absorben. Únicamente serán estudiadas aquellas combinaciones de dos ejes que recojan proporciones de varianza suficientemente significativas (por encima del 75 %). Si esto no ocurre, el análisis resulta poco clarificador y de difícil interpretación.

Este análisis se realizó con el programa estadístico R 3.2.3. (R CORE TEAM, 2012) y se aplicó a los datos con el fin de observar las diferencias en la estructura de la comunidad y su

relación con las variables ambientales medidas, épocas de muestreo y fases de la descomposición.

- Índices faunísticos

La diversidad biológica ha sido un tema de amplio debate (MAGURRAN, 1988). La falta de definición y de parámetros adecuados para su medición hasta principios de los 70 llevó incluso a declarar la falta de validez del concepto (HURLBERT, 1971). Actualmente el significado y la importancia de la biodiversidad no están en duda y se han desarrollado una gran cantidad de parámetros para medirla como un indicador del estado de los sistemas ecológicos, con aplicabilidad práctica para fines de conservación, manejo y monitoreo ambiental (SPELLERBERG, 1991).

Para estimar la diversidad relativa de algunos taxones en cada estación, diferenciando el tipo de trampa empleada y las fases de la descomposición en la que se encuentran, se aplicaron diversos índices de diversidad, siendo éstos el de Shannon (H), Simpson (λ), Margalef (d) y Uniformidad (J). Estos índices son expresiones matemáticas que relacionan los tres componentes básicos de la diversidad de especies: riqueza (número de especies en una unidad muestral definida), abundancia (distribución o proporción de las especies) y equitatividad (reparto de los individuos entre las especies) (MAGURRAN, 1988).

La riqueza específica es un concepto simple de interpretar, que se relaciona con el número de especies presentes en la comunidad. Entonces, puede parecer que un índice apropiado para caracterizar la riqueza de especies de una comunidad sea el “número total de especies” (S). Sin embargo, es prácticamente imposible enumerar todas las especies de la comunidad y, como S depende del tamaño de la muestra, es limitado como índice comparativo. El índice de MARGALEF (1958), mide la riqueza de especies de manera independiente al tamaño de la muestra, basándose en la relación entre S y el “número total de individuos observados” (n), que se incrementa con el tamaño de la muestra. Algunos de los índices de diversidad más ampliamente utilizados son el índice de Shannon-Weaver y el Índice de Simpson. El índice de Shannon-Weaver requiere que todas las especies estén representadas en las muestras ya que es muy susceptible a la abundancia. El índice de Simpson se deriva de la teoría de probabilidades, y mide la probabilidad de encontrar dos individuos de la misma especie en dos ‘extracciones’ sucesivas al azar sin ‘reposición’.

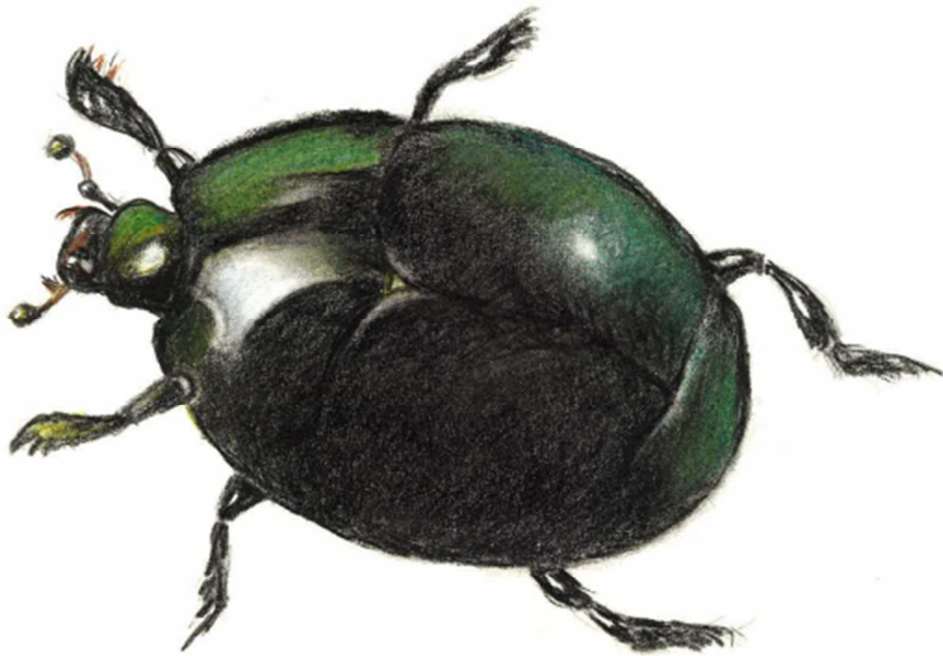
Como se mencionó anteriormente, dentro de una comunidad el valor del índice de diversidad dependerá de la riqueza y la abundancia de especies. Sin embargo, para algunas aplicaciones puede interesar exclusivamente la regularidad o uniformidad con que los individuos están distribuidos dentro de las especies, y no tanto cuantas especies hay. Al igual que con la diversidad, el índice de uniformidad considera que todas las especies de la comunidad están representadas en la muestra. Adopta valores entre 0 y 1, el número 1 indica que todas las especies son igualmente abundantes y el 0 señala la ausencia de uniformidad.

Los análisis para el cálculo de los índices de diversidad fueron realizados con el programa PRIMER 6.

2.9. Presentación gráfica de los resultados

En las representaciones gráficas de las distribuciones temporales de los distintos taxones analizados se han utilizado valores absolutos para los días de muestreo consecutivos y valores normalizados para los días con muestreos no consecutivos. En las representaciones gráficas se han empleado distintas escalas a fin de visualizar la presencia de los taxones que aparecen en escaso número.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN



Saprinus caerulescens

Gallego Ruben
2016.

3. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. El proceso de la descomposición

3.1.1. *Caracterización de las fases de la descomposición*

En nuestro estudio, a partir de las observaciones realizadas en cada una de las estaciones de muestreo, el proceso de descomposición fue dividido según la clasificación establecida por ANDERSON Y VANLAERHOVEN (1996), distinguiéndose cinco fases: Fresco (F), Enfisematoso (E), Descomposición (D), Descomposición Avanzada (DA) y Restos (R).

En este trabajo la fase F comenzó en el momento de la muerte del animal y continuó hasta que se evidenció cierto hinchamiento del cuerpo (Imagen 3.1.1.1-F). Durante el estado E, también denominado de putrefacción, tuvo lugar cierta producción de gases, únicamente observadas con claridad en primavera y verano (Imagen 3.1.1.1-E). Durante esta fase se podía percibir cierto olor a podrido. En la fase D, se produjo la rotura de la piel como consecuencia de la actividad de las larvas de díptero principalmente, lo que provocó el deshinchamiento del animal en los casos en los que se produjo este fenómeno. En esta fase también se percibió un fuerte olor a podrido (Imagen 3.1.1.1-D). La fase DA, se caracterizó por la reducción de los tejidos del cadáver (Imagen 3.1.1.1-DA). Hacia el final del proceso de la descomposición las larvas habían terminado de migrar, dando paso a la fase R, cuando el cadáver quedó totalmente reducido a huesos y piel (Imagen 3.1.1.1-R), no llegando a observarse esta fase en invierno.



Imagen 3.1.1.1. Fases de la descomposición observadas durante este trabajo. Las letras en blanco de cada imagen representan las distintas fases de la descomposición, F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada y R: Restos.

3.1.2. Duración de las fases de la descomposición

Las distintas fases de la descomposición se establecieron por apreciación personal teniendo en cuenta los datos y anotaciones recogidos diariamente en la libreta de campo, las fotografías tomadas al realizar la recogida de las muestras, así como por el tipo, cantidad y estadio larvario de los artrópodos implicados en dicho período de descomposición.

Como puede observarse en la Figura 3.1.2.1, el proceso de la descomposición cadavérica en otoño y verano fue prácticamente idéntico y muy rápido en comparación con lo registrado durante los muestreos correspondientes a invierno y primavera. En verano y otoño se alcanzó la fase R hacia el día 15 de exposición. La fase F no duró más de tres días en todas las estaciones salvo en primavera, donde se prolongó durante una semana. La fase E fue similar en invierno y primavera, con una duración de 11 días, y en otoño y verano, con una duración de solamente 2 días. La fase D fue más corta en verano y otoño, con una duración de 6 y 7 días respectivamente. En primavera se prolongó ligeramente (10 días) y en invierno resultó muy larga (35 días). La fase DA duró poco (4-5 días) en todas las estaciones, salvo en primavera, con una duración de 8 días. La fase R se alcanzó en primer lugar en verano y otoño, (días 16 y 17 respectivamente) y en primavera mucho más retrasado (día 37), no llegando a alcanzarse esta fase en invierno.

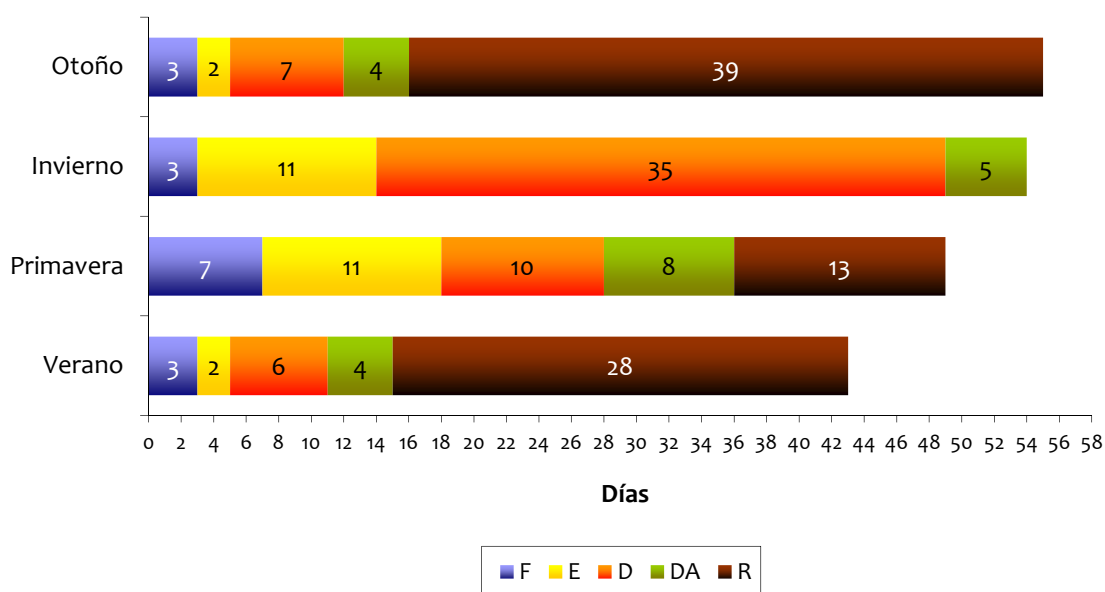


Figura 3.1.2.1. Duración, en días, de las distintas fases de la descomposición en las cuatro estaciones de muestreo. F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada y R: Restos.

3.1.3. Influencia de los factores ambientales en el proceso de la descomposición

En los cuatro experimentos la temperatura de la interfaz cerdo-suelo fue inferior a la ambiental durante la fase F, incrementándose paulatinamente en las fases E, D y DA como resultado, sin duda, de la actividad metabólica generada durante el proceso de la descomposición cadavérica. En otoño, primavera y verano, estas temperaturas llegaron incluso a superar las temperaturas máximas ambientales (Figuras 3.1.3.1-4). A finales de la

fase DA la temperatura de la interfaz cerdo-suelo descendió y a partir de este momento, tendió a igualarse con las ambientales.

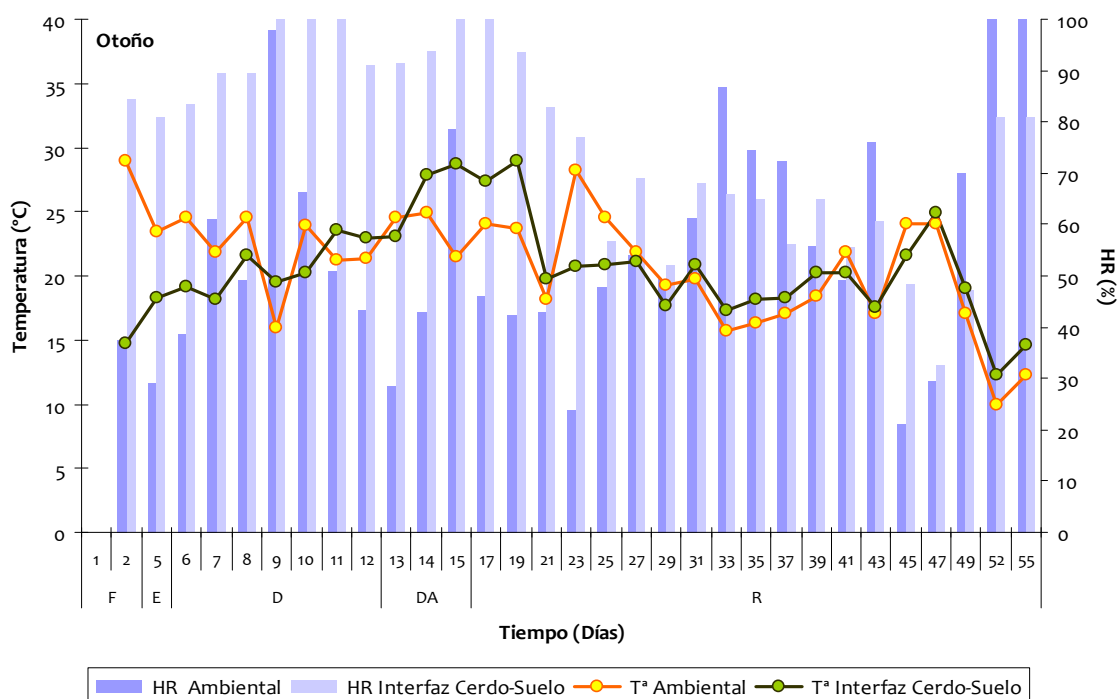


Figura 3.1.3.1. Temperatura (T°) y humedad relativa (HR) ambiental y de la interfaz cerdo-suelo en otoño y etapas del proceso de descomposición (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

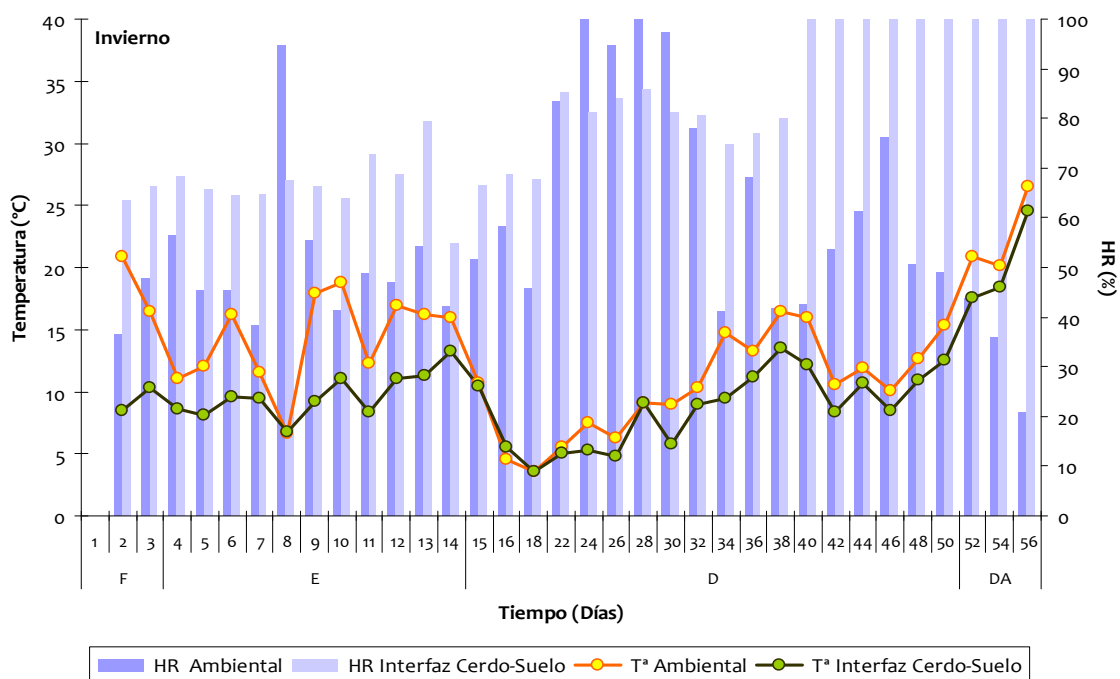


Figura 3.1.3.2. Temperatura (T°) y humedad relativa (HR) ambiental y de la interfaz cerdo-suelo en invierno y etapas del proceso de descomposición (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

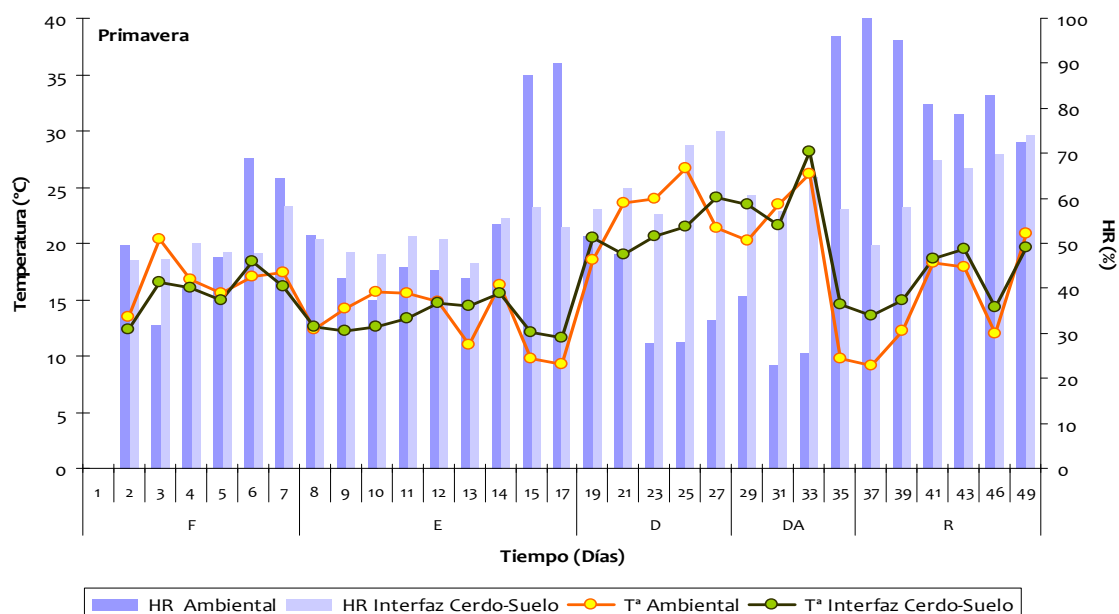


Figura 3.1.3.3. Temperatura (Tª) y humedad relativa (HR) ambiental y de la interfaz cerdo-suelo en primavera y etapas del proceso de descomposición (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

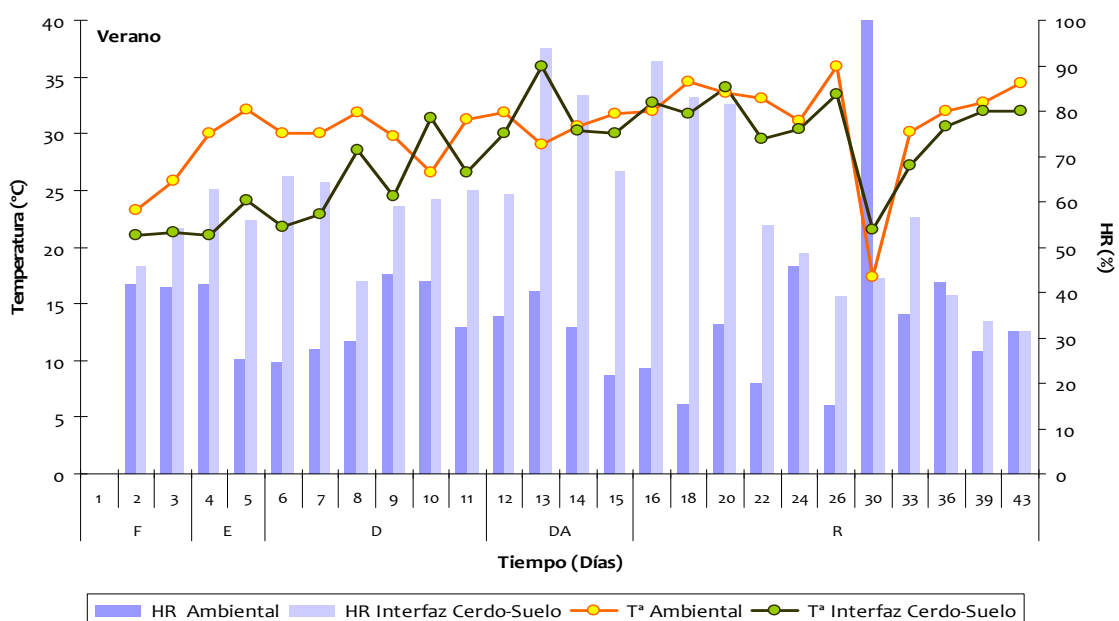
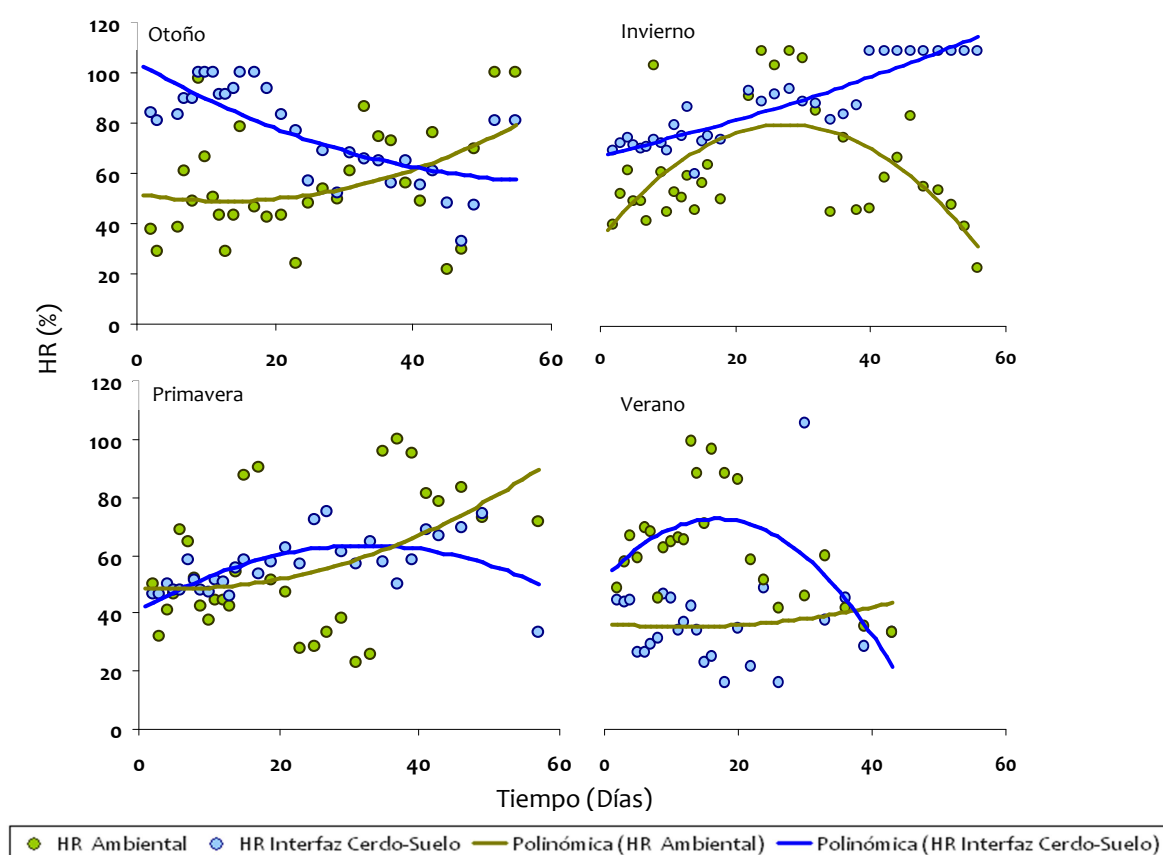


Figura 3.1.3.4. Temperatura (Tª) y humedad relativa (HR) ambiental y de la interfaz cerdo-suelo en verano y etapas del proceso de descomposición (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Esto lo vemos representado con mayor claridad en la Figura 3.1.3.5, donde se representan las tendencias registradas entre la humedad ambiental y la humedad en la interfaz cerdo-suelo, mediante una representación polinómica a lo largo del tiempo en las cuatro estaciones muestreadas. Es de destacar la tendencia positiva de la humedad relativa ambiental asociada a un descenso paulatino de la humedad de la interfaz cerdo-suelo en todas las estaciones muestreadas, salvo en invierno, donde vemos precisamente una

tendencia contraria a las ambientales explicable por no haberse alcanzado la fase Restos en esta estación, como bien se comentó anteriormente.

En cuanto a la humedad relativa ambiente y la registrada en la interfaz cerdo-suelo, se aprecia con claridad que, en prácticamente todas las estaciones de muestreo y en todas las fases de la descomposición, fue superior a la ambiental (Figuras 3.1.3.1-4). Tan sólo la humedad ambiental superó a la humedad de la interfaz cerdo-suelo los días en que se registró alguna precipitación (Ver Figuras 2.6.1-4). Tal como ocurría con el registro de temperaturas, durante la fase R ambas humedades relativas tendieron a igualarse cuando ya no quedaba prácticamente humedad en los restos cadavéricos. En invierno, sin embargo, debido a las condiciones ambientales, no llegó a alcanzarse la fase Restos, por lo que la humedad relativa registrada en la interfaz cerdo-suelo se mantuvo al 100 % desde la rotura de tejidos en la fase D, no habiendo llegado a igualarse a la humedad ambiental (Figuras 3.1.3.1-4).



Figuras 3.1.3.5. Diagrama de dispersión y línea de tendencia de la humedad relativa (HR) ambiental y de la interfaz cerdo-suelo para cada una de las estaciones de muestreo.

3.2. La comunidad sarcosaprófaga

3.2.1. Listado general de los artrópodos capturados

A continuación se expone el listado de los distintos taxones capturados ordenados sistemáticamente siguiendo la propuesta de PERIS (2004). En todos ellos se trabaja con el máximo nivel de identificación dependiendo de su importancia a escala forense. Las familias, géneros y especies se han ordenado alfabéticamente dentro de cada categoría de orden superior:

Phylum Arthropoda

Subph. Cheliceromorpha

Supercl. Chelicerata

Cl. Arachnida

Subcl. Acaromorpha

Subcl. Dromopoda

Ord. Opiliones

Ord. Pseudoescorpiones

Subcl. Megoperculata

Ord. Araneae

Subph. Crustacea

Cl. Malacostraca

Subcl. Eumalacostraca

Ord. Isopoda

Subph. Atelocerata

Supercl. Myriapoda

Cl. Diplopoda

Ord. Juliformia

Cl. Chilopoda

Ord. Lithobiomorpha

Supercl. Insecta

Cl. Collembola

Cl. Euentomata

Subcl. Archaeognatha

Ord. Microcoryphia

Subcl. Zygentoma

Subcl. Pterygonea

Ord. Coleoptera

Fam. Anthicidae

Fam. Bostrichidae

Fam. Carabidae

Fam. Cleridae

Necrobia ruficollis (Fabricius, 1775)

Necrobia rufipes (Fabricius, 1781)

Necrobia violacea (Linnaeus 1758)

Fam. Dermestidae

Dermestes frischii Kugelann, 1792

Dermestes pardalis Billiberg, 1808

Dermestes undulatus Brahm, 1790

Dermestes sp.

Fam. Elateridae

Fam. Eucnemidae

Fam. Histeridae

Margarinotus marginatus (Erichson, 1834)

Saprinus caerulescens (Hoffmann, 1803)

Saprinus deterius (Illiger, 1807)

Saprinus furvus Erichson, 1834

Saprinus lautus Erichson, 1839

Saprinus lugens Erichson, 1834

Saprinus melas Kuster, 1849

Saprinus politus (Brahm, 1790)

Saprinus subnitescens Bickhardt, 1909

Saprinus sp.

Histeridae sp.

Fam. Latridiidae

Fam. Leiodidae

Fam. Lyctidae

Fam. Nitidulidae

Nitidula bipunctata (Linnaeus, 1758)

Nitidula carnaria (Schaller, 1783)

Nitidulidae sp.

Fam. Pselaphidae

Fam. Ptiliidae

Fam. Ptinidae

Fam. Scarabeidae

Onthophagus sp.

Scarabaeus laticollis Linnaeus, 1767

Fam. Silphidae

Thanatophilus ruficornis (Küster, 1851)

Fam. Staphylinidae

Creophilus maxillosus (Linnaeus, 1758)

Ocypus sp.

Quedius sp.

Staphylinidae sp.

Subfam. Aleocharinae

Fam. Tenebrionidae

Fam. Trogidae

Trox scaber (Linnaeus, 1767)

Trogidae sp.

Fam. Dermaptera

Fam. Dictyoptera

Ord. Diptera

Subord. Brachycera

Fam. Agromyzidae

Fam. Anthomyiidae

Fam. Calliphoridae

Calliphora vicina Robineau-Desvoidy, 1830

Calliphora vomitoria (Linnaeus, 1758)

Chrysomya albiceps (Wiedemann, 1819)

Lucilia caesar (Linnaeus, 1758)

Phaenicia sericata (Meigen, 1826)

Phormia regina (Meigen, 1826)

Subfam. Polleniinae

Subfam. Rhiniinae

Fam. Camillidae

Fam. Carnidae

Fam. Chloropidae

Fam. Clusiidae

Fam. Conopidae

Fam. Dolichopodidae

Fam. Drosophilidae

Fam. Empididae

Fam. Fanniidae

Fam. Heleomyzidae

Fam. Hybotidae

Fam. Muscidae

Hydrotaea sp.

Musca domestica Linnaeus, 1758

Muscina levida (Harrys, 1780)

Muscina prolapsa (Harrys, 1780)

Muscina stabulans Fallén, 1817

Phaonia sp.

Fam. Odiiniidae

Fam. Phoridae

Fam. Piophilidae

Fam. Rhinophoridae

Fam. Sarcophagidae

Fam. Sciomyzidae

Fam. Sphaeroceridae

Fam. Syrphidae

Fam. Tachinidae

Fam. Trixoscelididae

Trixoscelis canescens (Loew, 1865)

Trixoscelis frontalis (Fallén, 1823)

Fam. Ulidiidae

Fam. Vermileonidae

Subord. Nematocera

Fam. Cecidomyiidae

Fam. Ceratopogonidae

Fam. Chaoboridae

Fam. Chironomidae

Fam. Mycetophilidae

Fam. Simuliidae

Fam. Scatopsidae

Fam. Sciaridae

Fam. Trichoceridae

Fam. Tipulidae

Ord. Embioptera

Ord. Heteroptera

Ord. Homoptera

Ord. Hymenoptera

Fam. Apidae

Fam. Braconidae

Fam. Ceraphronidae

Fam. Chrysididae

Fam. Diapriidae

Fam. Encyrtidae

Fam. Eucoilidae

Fam. Evanidae

Fam. Formicidae

Aphaenogaster iberica Emery, 1908

Camponotus cruentatus (Latreille, 1802)

Camponotus pilicornis (Roger, 1859)

Camponotus sylvaticus (Olivier, 1792)

Camponotus sp.

Diplorhoptrum sp.

Formica subrufa Roger, 1859

Lasius brunneus (Latreille, 1798)

Pheidole pallidula (Nylander, 1849)

Plagiolepis pygmaea (Latreille, 1798)

Formicidae sp.

Fam. Ichneumonidae

Fam. Megaspilidae

Fam. Mymaridae

Fam. Pompilidae

Fam. Pteromalidae

Fam. Sapygidae

Fam. Scelionidae

Fam. Vespidae

Ord. Lepidoptera

Ord. Neuroptera

Ord. Orthoptera

Ord. Psocoptera

Ord. Siphonaptera

Ord. Thysanoptera

3.2.2. Grupos principales

Tras los muestreos realizados en las cuatro estaciones anuales se recogió un total de 49385 ejemplares de artrópodos pertenecientes a más de 100 especies de, al menos, 95 familias de 24 órdenes, pertenecientes a las clases Euentomata, Arachnida, Collembola, Malacostraca, Diplopoda y Chilopoda. De ellos, 3210 fueron individuos inmaduros pertenecientes a los órdenes Diptera (2831) y Coleoptera (379).

En la trampa Schoenly se capturó un total de 42398 ejemplares (Tabla 3.2.2.1). El taxón con mayor número de ejemplares capturados en esta trampa fue el orden Diptera, con un total de 32709 ejemplares. Los siguientes taxones más abundantes fueron los Acaromorpha (4575), Collembola (2565), Coleoptera (1396) e Hymenoptera (563). Le siguen, aunque en mucho menor número, los Araneae (298). El resto de taxones estuvieron notoriamente menos representados, en algunos casos, incluso, lo fueron por individuos aislados en las distintas estaciones (Tabla 3.2.2.1 y Figura 3.2.2.1).

En las trampas de caída ubicadas en las proximidades del cadáver se recogió un total de 6987 ejemplares, siendo de nuevo los Diptera los más abundantes, con 2992 ejemplares, seguidos por los taxones Acaromorpha (1702), Hymenoptera (582), Coleoptera (701) y Collembola (558) (Tabla 3.2.2.1 y Figuras 3.2.2.1-2).

Tabla 3.2.2.1. Abundancia de los distintos taxones de artrópodos capturados durante las cuatro épocas de muestreo y en los distintos dispositivos.

Taxón/Trampa	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		ABTC	ABTS	AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS			
Acaromorpha	1447	3587	63	384	63	205	129	399	1702	4575	6277
Araneae	16	75	6	52	22	102	0	69	44	298	342
Opiliones	2	0	0	0	0	0	0	1	2	1	3
Pseudoscorpiones	0	0	1	1	1	0	0	2	2	3	5
Collembola	68	553	118	1218	262	404	110	390	558	2565	3123
Coleoptera	171	415	66	303	127	394	337	284	701	1396	2097
Dermaptera	7	24	1	7	4	19	0	1	12	51	63
Dictyoptera	0	24	0	0	1	0	2	23	3	47	50
Diptera	1147	9866	814	8587	548	3324	483	10932	2992	32709	35701
Embioptera	4	0	14	3	0	0	0	0	18	3	21
Heteroptera	5	0	2	3	3	0	2	3	12	6	18
Homoptera	1	5	1	3	7	0	5	3	14	11	25
Hymenoptera	59	107	11	39	70	127	442	290	582	563	1145
Lepidoptera	0	1	3	2	10	0	8	19	21	22	43
Microcoryphia	0	0	3	2	0	0	0	0	3	2	5
Neuroptera	2	1	1	3	4	2	1	2	8	8	16
Orthoptera	0	0	5	12	2	1	5	6	12	19	31
Psocoptera	18	10	12	8	5	1	3	13	38	32	70
Siphonaptera	0	1	0	0	1	0	0	0	1	1	2
Thysanoptera	52	14	1	0	5	1	0	4	58	19	77
Zygentoma	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1
Isopoda	0	0	3	2	0	0	0	1	3	3	6
Juliformia	4	7	194	57	0	0	0	0	198	64	262
Lithobiomorpha	0	0	3	0	0	0	0	1	3	1	4
AB	3003	14688	1322	10686	1135	4581	1527	12443	6987	42398	49385

TS= Trampa de Schoenly; TC= Trampa de caída; ABTC= Abundancia trampa caída; ABTS= Abundancia trampa Schoenly; AB= Abundancia total

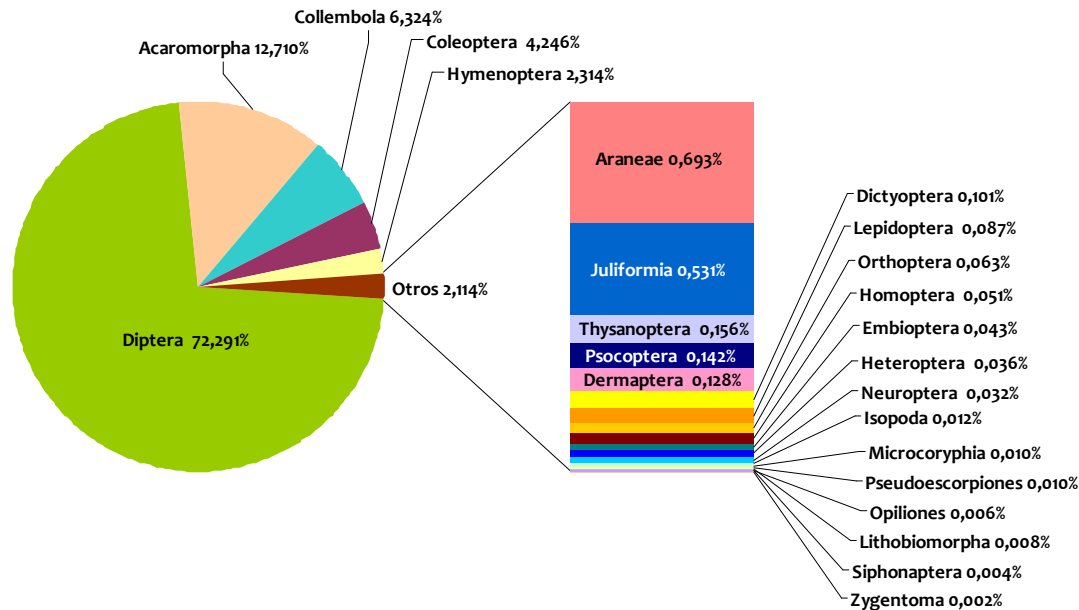


Figura 3.2.2.1. Abundancia relativa de los distintos taxones de artrópodos capturados durante las cuatro épocas de muestreo y en ambos dispositivos de captura

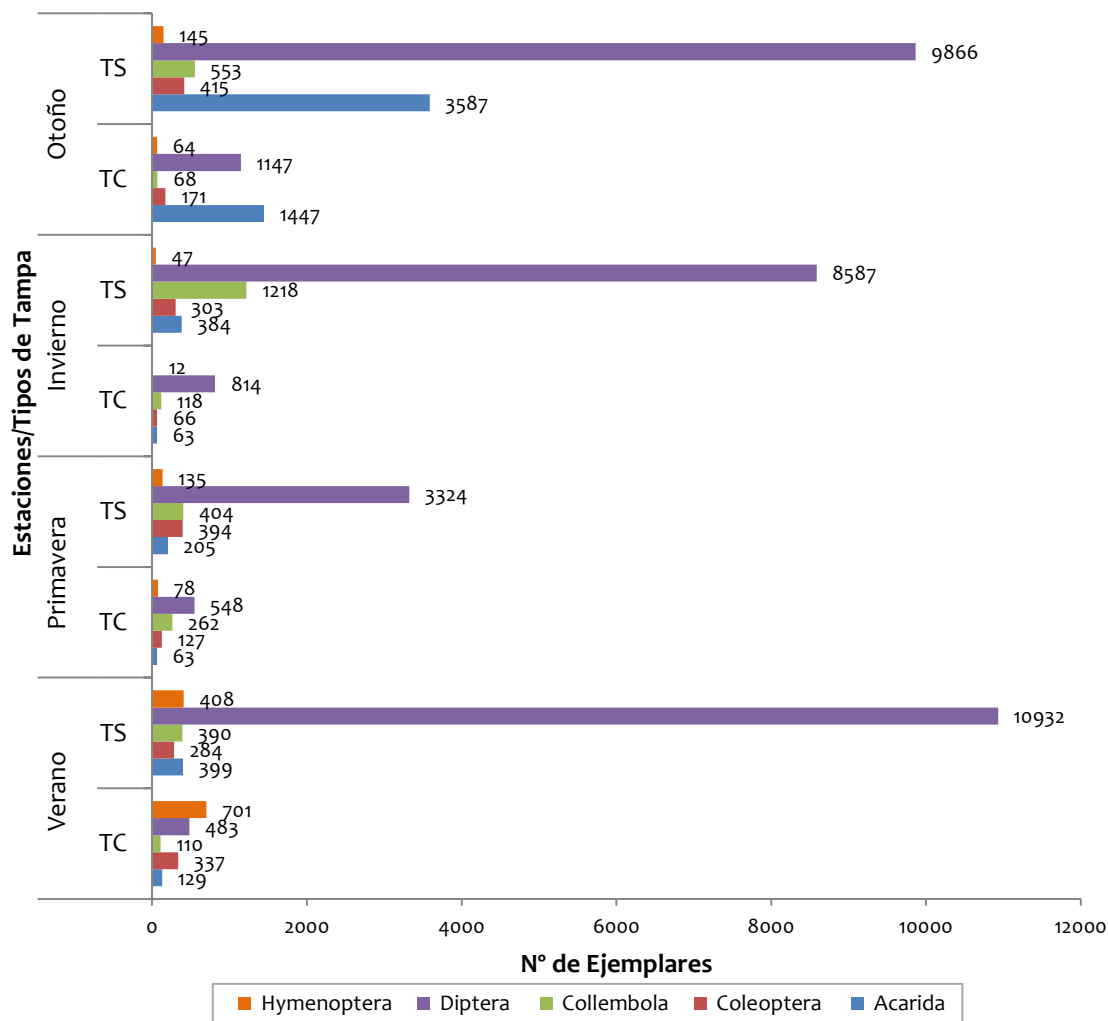


Figura 3.2.2.2. Relación de ejemplares capturados en mayor abundancia en las distintas estaciones de muestreo y para las distintas trampas empleadas. TS=Trampa Schoenly; TC=Trampa de caída.

En el análisis global, la estacionalidad no mostró influencia alguna en la estructura cuantitativa de la comunidad en cuanto a la abundancia, ya que no hubo diferencias significativas en la abundancia de los individuos capturados en los cuatro experimentos ($F=0.3088$, $P=0.819$). No fue así con respecto al tipo de trampa; en este caso sí hubo diferencias significativas ($F=4.024$, $P=0.0463$). Sin embargo, la interacción estación/tipo de trampa no mostró diferencias significativas ($F=0.185$, $P=0.907$), lo que indica que el efecto del factor tipo de trampa fue independiente y no estuvo potenciado por la estación de muestreo (Figura 3.2.2.3).

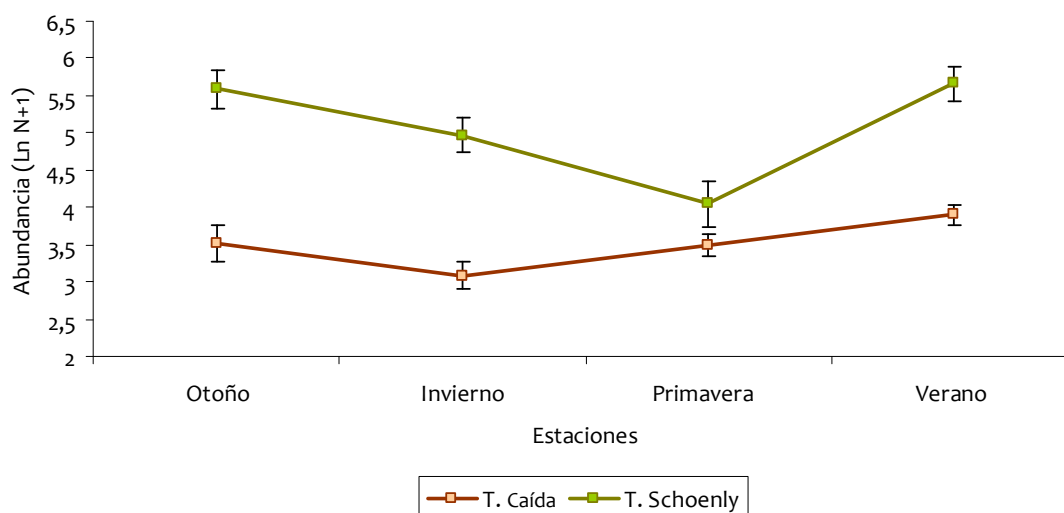


Figura 3.2.2.3. Interacción entre los factores estación y tipo de trampa para la variable abundancia ($\ln N+1$) de todos los órdenes capturados durante los cuatro periodos de muestreo.

Sin embargo, hay que tener en cuenta que el tamaño y funcionamiento de las trampas empleadas son diferentes, (la trampa Schoenly presenta 13 recipientes de recogida de insectos y la de caída solamente 2) y aunque existen diferencias significativas entre ellas en cuanto al número de ejemplares capturados, siendo mucho mayor en la trampa Schoenly con respecto a la de caída, no se observan diferencias cuando se comparan sus frecuencias relativas ($F=0$, $P=0.087$). Los porcentajes estacionales de captura son, incluso, muy similares para ambos tipos de trampa (Figura 3.2.2.4 y 3.2.2.5).

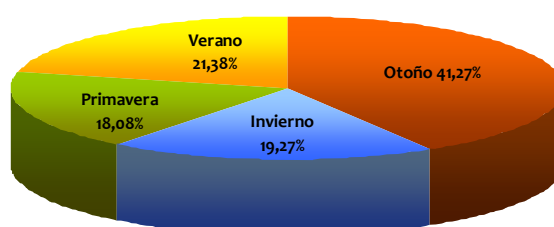


Figura 3.2.2.4. Porcentaje estacional de capturas en la trampa de caída.

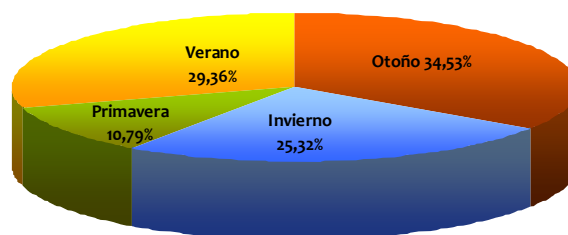


Figura 3.2.2.5. Porcentaje estacional de capturas en la trampa Schoenly.

De los resultados obtenidos, debe resaltarse que la mayoría de ejemplares recogidos pertenecen a la superclase Insecta, destacando enormemente el orden Diptera con un total de 35701 ejemplares capturados en las cuatro estaciones muestreadas, lo que representa un 72,29% de la fauna capturada. Le siguen los Acaromorpha con un 12,71 %, los Collembola con un 6,32%, los Coleoptera con el 4,25% y los Hymenoptera con el 2,31% del total. El resto de grupos aparecen en menor número en porcentajes inferiores al 1% (Tabla 3.2.2.1 y Figura 3.2.2.1).

Los ácaros, a pesar de su relativa abundancia, no serán tenidos en cuenta en este trabajo porque, aunque son frecuentes en cadáveres (ARNALDOS et al., 2004a; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; SEGURA et al., 2009; WANG et al., 2008), todavía faltan investigaciones serias sobre su relación con la fauna sarcosaprófaga y, hasta el momento, no se ha establecido el papel que juegan en ella, además de ofrecer una gran dificultad para su estudio (MERRITT Y DE JONG, 2016), debido a su pequeño tamaño, dificultad de identificación y al escaso conocimiento de distribución de especies, siendo así poco empleados en las ciencias forenses (PEROTTI et al., 2009) y, aunque hay casos forenses donde se utilizaron para la estimación de IPM (BENECKE, 2001; MERRITT et al., 2007; SALOÑA BORDAS et al., 2010), su relación trófica respecto a un cadáver es oportunista (ARNALDOS et al., 2005; CAMPOBASSO et al., 2001).

Del total de individuos capturados, algo más del 85% pertenece a la superclase Insecta. Por ello, y dado que a ella pertenecen los órdenes de mayor interés en el ámbito forense (BYRD Y CASTNER, 2010a), este trabajo se referirá, en adelante, a grupos de insectos.

Las Figuras 3.2.2.6-13 representan la distribución total de los taxones capturados pertenecientes a esta superclase, en cada una de las estaciones de muestreo y para cada una de las trampas empleadas. En estas Figuras se puede observar, también, cómo en la mayor parte de los casos, el taxón capturado en mayor abundancia es el de los dípteros. Otros taxones de interés forense, como los coleópteros y los himenópteros, también se presentan en todas las estaciones y trampas, habiendo sido capturados en mayor proporción con las trampas de caída.

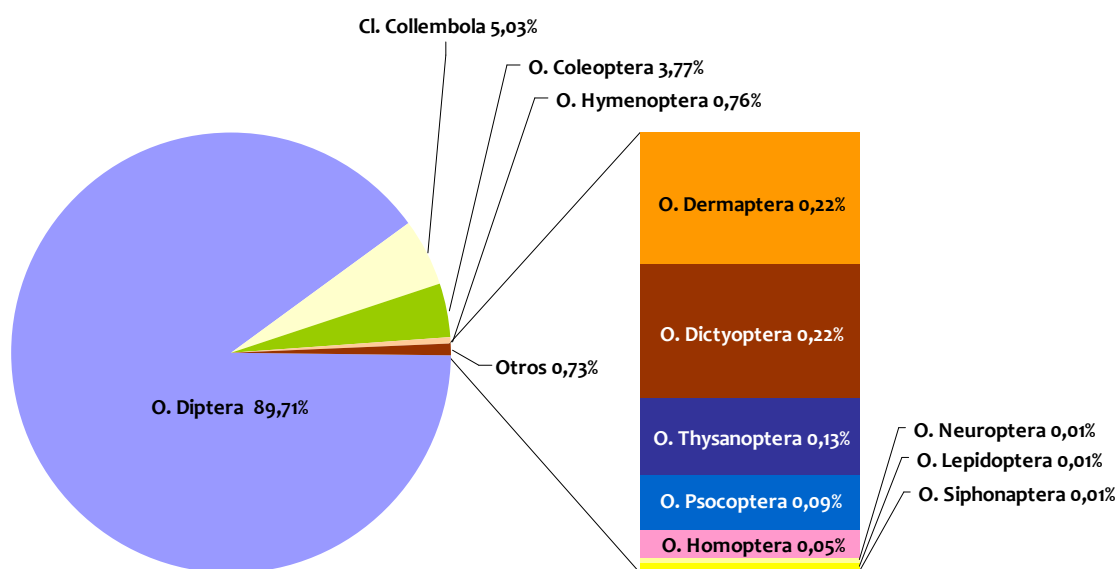


Figura 3.2.2.6. Abundancia total de los taxones en otoño capturados con la trampa Schoenly (N=14688).

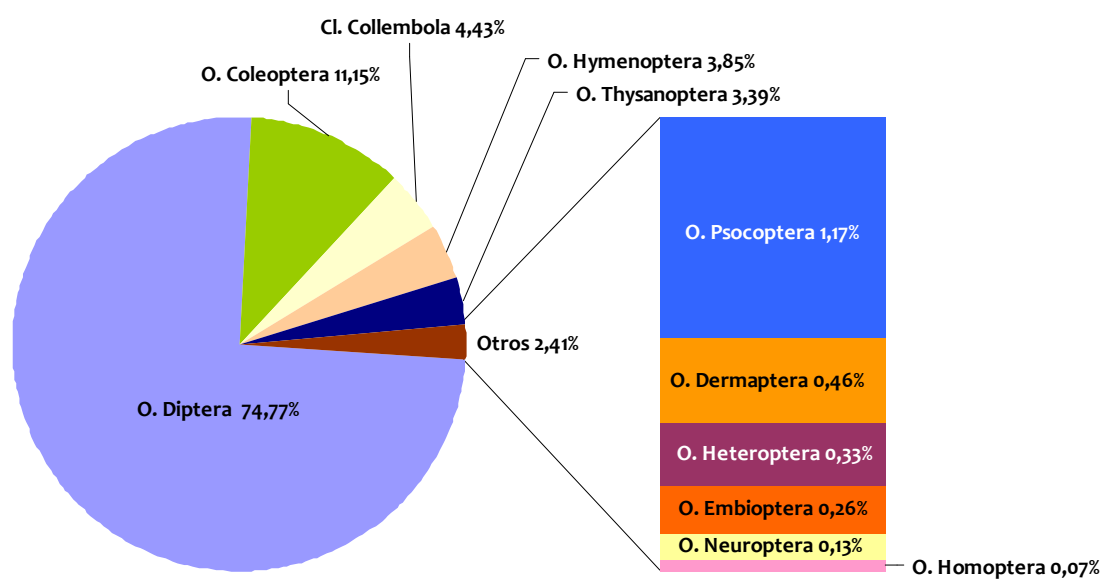


Figura 3.2.2.7. Abundancia total de los taxones en otoño capturados con la trampa de caída (N=3003).

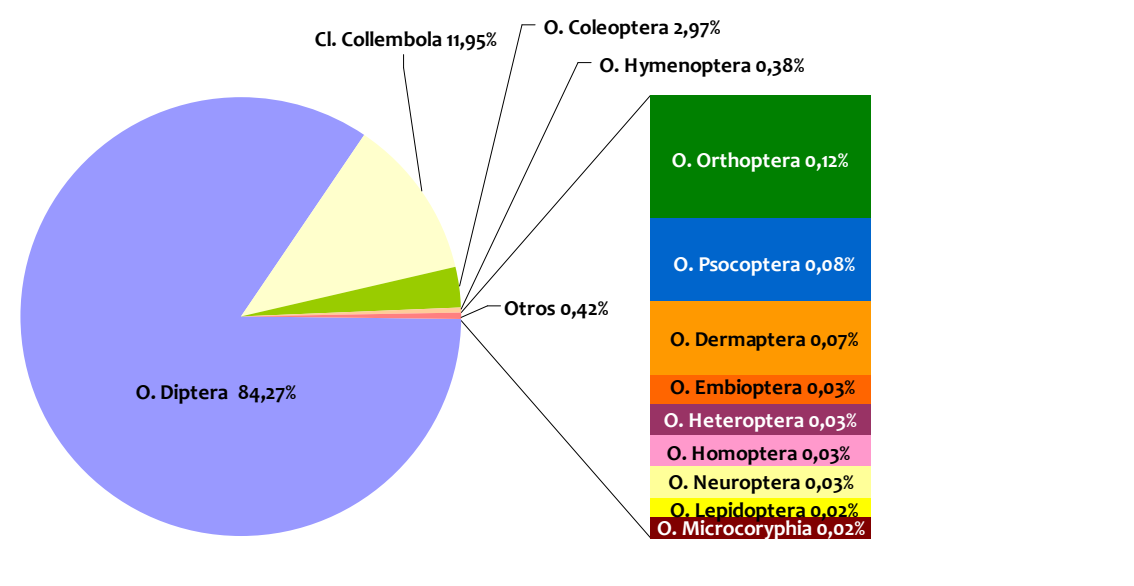


Figura 3.2.2.8. Abundancia total de los taxones en invierno capturados con la trampa Schoenly (N= 10686).

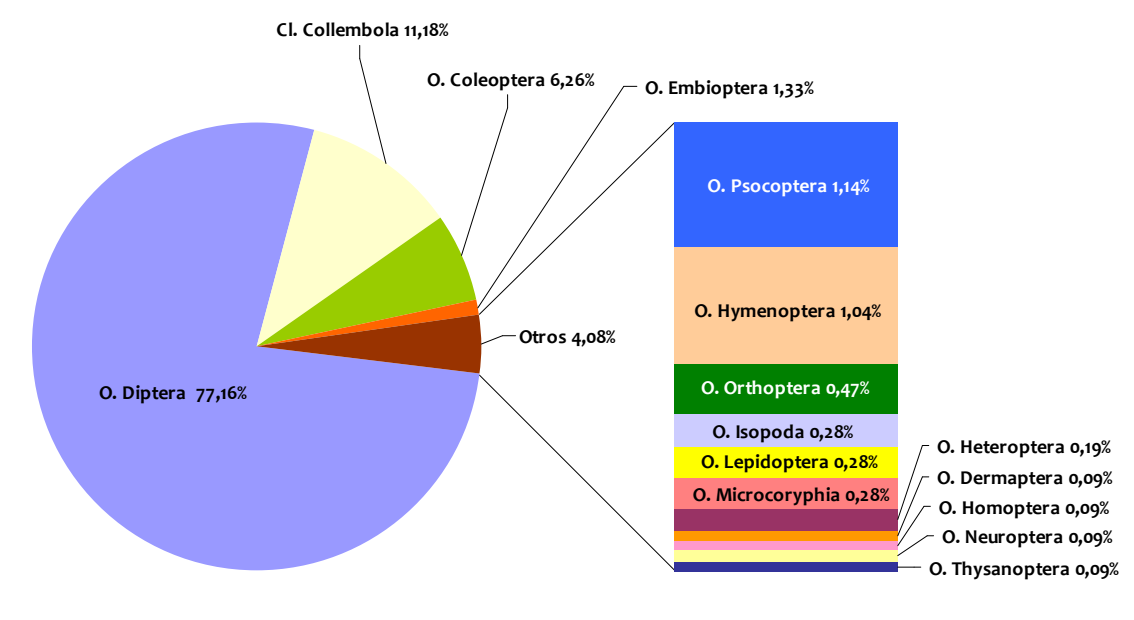


Figura 3.2.2.9. Abundancia total de los taxones en invierno capturados con la trampa de caída (N=1322).

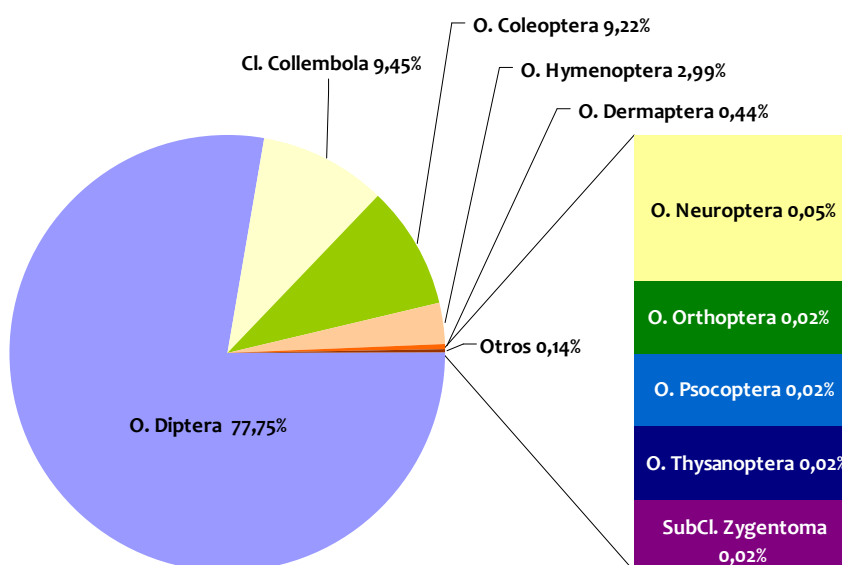


Figura 3.2.2.10. Abundancia total de los taxones en primavera capturados con la trampa Schoenly (N=4581).

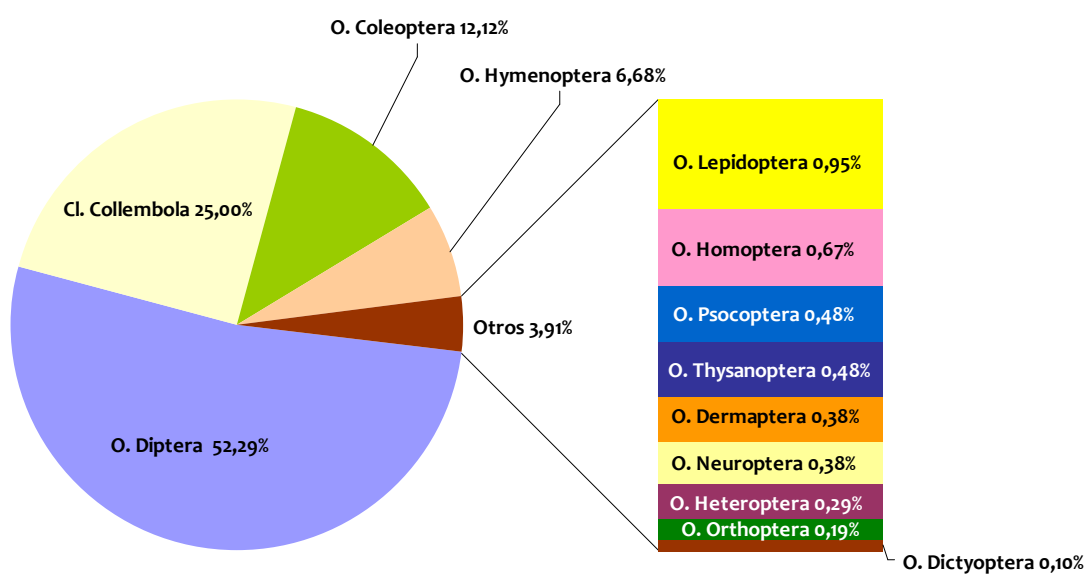


Figura 3.2.2.11. Abundancia total de los taxones en primavera capturados con la trampa de caída (N=1135).

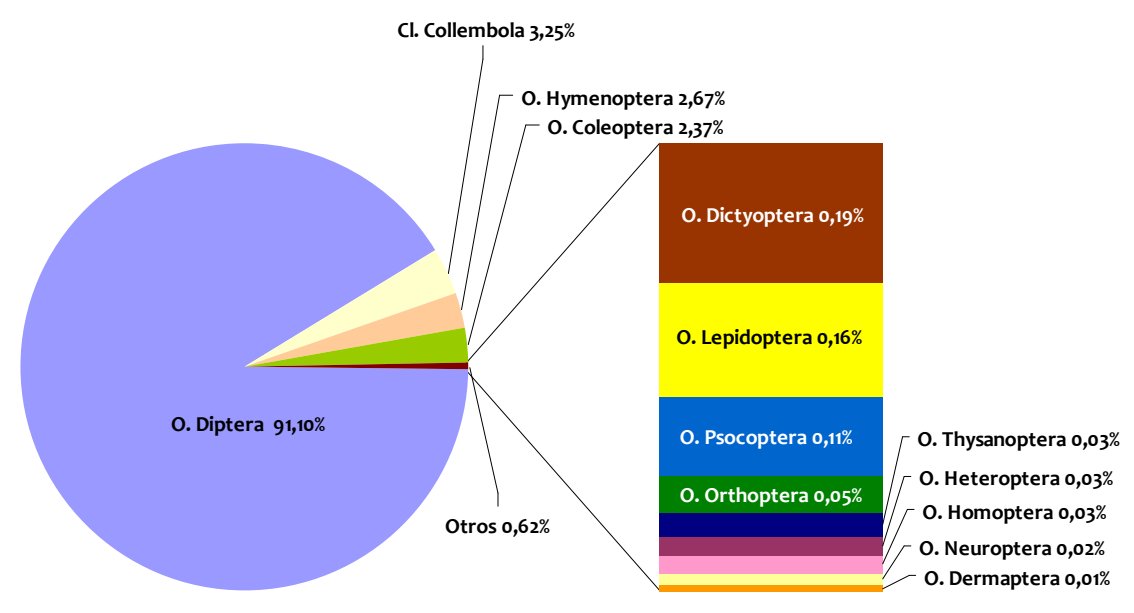


Figura 3.2.2.12. Abundancia total de los taxones en verano capturados con la trampa Schoenly (N=12443).

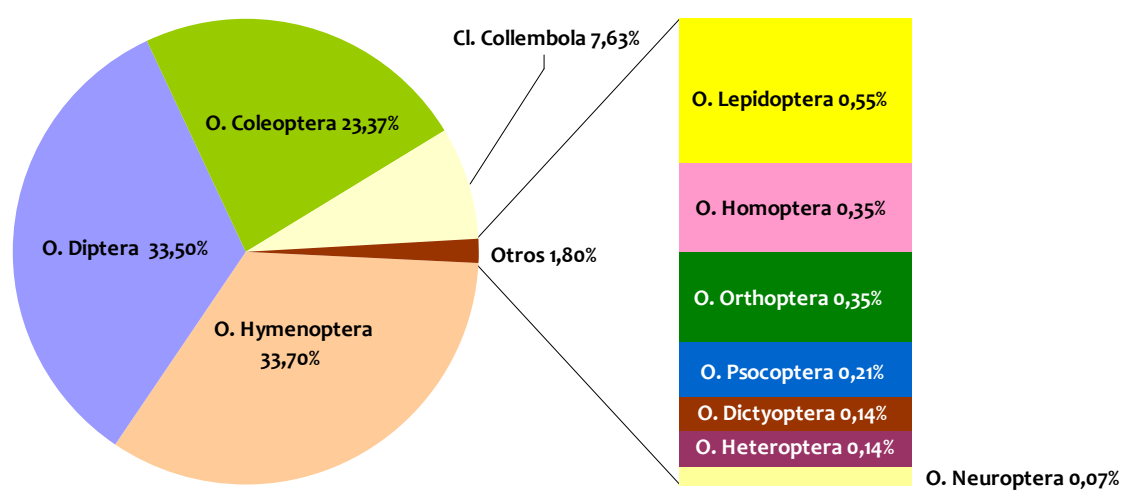


Figura 3.2.2.13. Abundancia total de los taxones en verano capturados con la trampa de caída (N=1527).

Aunque es conveniente conocer la totalidad de la fauna relacionada con un cadáver, hay tres grupos que, de modo tradicional, se han considerado como los más importantes en relación con la descomposición de la materia orgánica de origen animal (BYRD Y CASTNER, 2010a; SMITH, 1986); éstos son los dípteros, los coleópteros y los himenópteros, y de dentro de este último grupo, los pertenecientes a la familia Formicidae, siendo éstos tres grupos, en la mayoría de los casos, los taxones más capturados en todas las estaciones y para ambos dispositivos de captura.

Sin embargo, en nuestro trabajo observamos, además, gran número de colémbolos que, en algunos casos, llegan a presentarse en número muy superior a estos tres grupos anteriores (Figuras 3.2.2.6-13). A pesar de estar asociados a restos en descomposición (BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; GOFF Y CATTS, 1990; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996), no parecen ser específicos de este hábitat, siendo insectos oportunistas, encontrando en el cadáver un hábitat temporal ideal para desarrollarse (ARNALDOS SANABRIA, 2000). No resulta un grupo muy citado en la literatura forense, aunque hay casos forenses donde se han utilizado como evidencias entomológicas (MERRITT et al., 2007; SALOÑA BORDAS et al., 2010). En la Península Ibérica se han citado en primavera en Badajoz (PÉREZ BOTE et al., 2012) y en el estudio en un medio periurbano en la misma área geográfica que el presente estudio (ARNALDOS et al., 2004a).

Los restantes taxones capturados no fueron abundantes, pero han sido mencionados en relación con materia animal en descomposición por numerosos autores, siendo su función variada dentro de la comunidad (ARNALDOS et al., 2004a; BATTÁN HORENSTEIN, 2008; CENTENO et al., 2002; CIFUENTES ORTIZ et al., 2009; PÉREZ BOTE et al., 2012; WOLFF et al., 2001). Su relación trófica con restos animales es la considerada por ARNALDOS et al. (2005). Dentro del grupo necrófilo encontramos órdenes como Araneae, Heteroptera, Opiliones, Neuroptera y Pseudoescorpiones, dentro del grupo oportunista a Heteroptera, Thysanoptera, Lepidoptera, Psocoptera, Juliformia e Isopoda, y, dentro de los accidentales, a Homoptera, Heteroptera, Thysanoptera y Orthoptera. No obstante, el papel de algunos de estos grupos en la comunidad sarcosaprófaga debería revisarse, pues podría no ser accidental, como apuntan BERZOSA et al. (2001) para los tisanópteros, o WHITMAN Y RICHARDSON (2010) para los ortópteros que, a pesar de ser considerados herbívoros, realmente son omnívoros y pueden consumir cualquier tipo de materia orgánica en descomposición, incluidos los cadáveres, en especial las hembras, como fuente de nutrientes esenciales para la maduración ovárica.

Los Diptera resultan el grupo más característico de la fauna sarcosaprófaga; son los primeros que aparecen en relación con los cadáveres y sus estadios preimaginales son de gran interés a la hora de extraer conclusiones en la práctica forense (GAUDRY, 2008). Los Coleoptera, por su parte, cumplen diversos papeles en la comunidad sarcosaprófaga, desde necrófagos hasta accidentales, con especial diversidad en el papel necrófilo. En el caso de los Hymenoptera, son varias las familias de interés forense debido sobre todo a su comportamiento parasitoide y depredador (ARNALDOS et al., 2005; SANTOS et al., 2014). Sin embargo, en este trabajo sólo van a ser tratados en profundidad los formícidos, ya que son la familia de himenópteros con mayor relevancia por su papel omnívoro en la comunidad y por el tipo de forrajeo que realizan, ya que puede llegar a afectar al propio cadáver y a la fauna necrófaga, produciendo lesiones en el cuerpo y eliminando gran cantidad de necrófagos lo que, a efectos prácticos forenses, puede conducir a conclusiones alejadas de la realidad (BONACCI et al., 2011; MARTÍNEZ et al., 2002; MOURA et al., 1997).

Por ello, en este estudio nos centraremos a partir de ahora en estos tres grupos exclusivamente.

Orden Diptera

Los dípteros son insectos conocidos comúnmente como “moscas”, “mosquitos”, “moscardones”, “tábanos”, etc. El orden comprende más de 90000 especies, con un tamaño que va desde 1 milímetro hasta varios centímetros de longitud. Se caracterizan por

la presencia de un solo par de alas bien desarrollado, las anteriores, estando el par posterior modificado en forma de pequeñas escamas o palillos de tambor llamados halterios o balancines (BYRD Y CASTNER, 2010a).

Es un grupo que habita en casi todas las partes del mundo debido al carácter sinantrópico de algunas de sus especies (BYRD Y CASTNER, 2009; SMITH, 1986).

Este orden se divide en dos subórdenes, Nematocera, conocidos como “mosquitos”, y Brachycera, las llamadas “moscas verdaderas”. La mayoría de los Nematocera presentan 4 estadios larvarios; en los Brachycera el número varía de 3 a 8. Ningún otro orden de insectos posee tanta diversidad en los hábitos de sus estadios preimaginales, encontrándose especies fitófagas, fungívoras, saprófagas, parásitas e incluso depredadoras (RICHARDS Y DAVIES, 1977). Estos insectos han aprovechado una amplia gama de recursos alimenticios, desde materia orgánica en descomposición hasta néctar e, incluso, sangre (ARNALDOS SANABRIA, 2000; BYRD Y CASTNER, 2010a). Los estadios preimaginales de ciertas especies pueden infestar tejidos vivos, originando miasis en animales e, incluso, el hombre. Por la gran rapidez de su desarrollo y el régimen alimenticio de las larvas, éstas juegan un papel muy importante en el reciclado de la materia orgánica (BARTON et al., 2012; MONSERRAT, 1993), constituyendo por ello, entre otros, un orden de gran importancia económica.

Resultan un grupo característico de la fauna sarcosaprófaga y se conocen numerosas referencias que señalan su aparición en relación con cadáveres en descomposición (ANTON et al., 2011; ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2004b; BATTÁN HORENSTEIN, 2008; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; BEGOÑA GAMINDE, 2015; NÚÑEZ RODRIGUEZ Y LIRIA SALAZAR, 2014; ORDÓÑEZ, 2003; ORDÓÑEZ et al., 2008; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2012b; SEGURA et al., 2009; SHARANOWSKI et al., 2008; VOSS et al., 2011), donde constituyen el grupo de insectos predominante en los estadios tempranos de la descomposición. En relación con cadáveres se encuentran ejemplares pertenecientes a los dos subórdenes (Figura 3.2.2.14), pero los dípteros de mayor importancia forense pertenecen al suborden Brachycera (BYRD Y CASTNER, 2010a; GOFF Y CATTS, 1990; SMITH, 1986).

Algunas de las familias de este orden resultan de los mejores indicadores del intervalo postmortem como, por ejemplo, la familia Calliphoridae que, habitualmente, es la primera en llegar a un cadáver (AMENDT, 2011; ANDERSON, 2001; ARNALDOS et al., 2005). Aunque las familias de mayor interés forense tienen carácter cosmopolita, se debe tener muy en cuenta que tanto la composición específica de la fauna como sus parámetros vitales varían con la región biogeográfica (ANDERSON, 2001, 2010), lo cual tiene una gran repercusión a efectos prácticos forenses.

En nuestro estudio, los dípteros fueron el orden más abundante en relación al cadáver en descomposición. Cerca del 99% de los individuos capturados de este orden pertenecen a dípteros braquíceros (Figura 3.2.2.14), presentando su mayor abundancia en las estaciones de otoño, invierno y verano (Tabla 3.2.2.2). Poco más del 1% fueron nematóceros, que resultaron más abundantes en invierno (Tabla 3.2.2.2 y Figura 3.2.2.14).

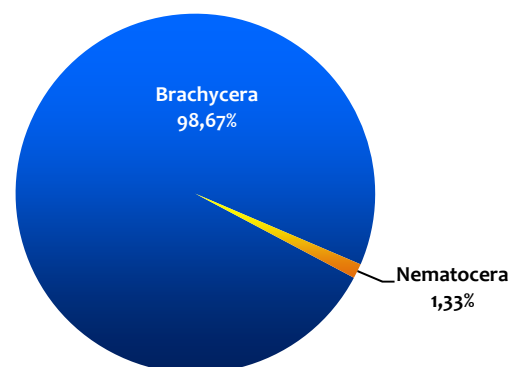


Figura 3.2.2.14. Porcentaje de captura de dípteros de los subórdenes Brachycera y Nematocera (N= 32870).

Tabla. 3.2.2.2. Abundancia de los adultos capturados pertenecientes a los subórdenes Nematocera y Brachycera para cada una de las estaciones de muestreo y en cada una de las trampas.

	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
Brachycera	183	9251	423	8058	162	3148	376	10832	32433
Nematocera	10	50	17	290	0	16	6	49	438
AB	193	9301	440	8348	162	3164	382	10881	32871

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

En la Figura 3.2.2.15 se presenta la dinámica de los adultos del orden Diptera en cada una de las estaciones anuales prospectadas. Se puede observar que, en general, la captura de adultos de dípteros comenzó a los pocos días de la exposición del cadáver y la abundancia se incrementó progresivamente. En todos los casos aparece un primer pico de capturas a mediados de la fase Descomposición y un segundo pico coincidiendo, en la mayoría de los casos, con la fase Restos.

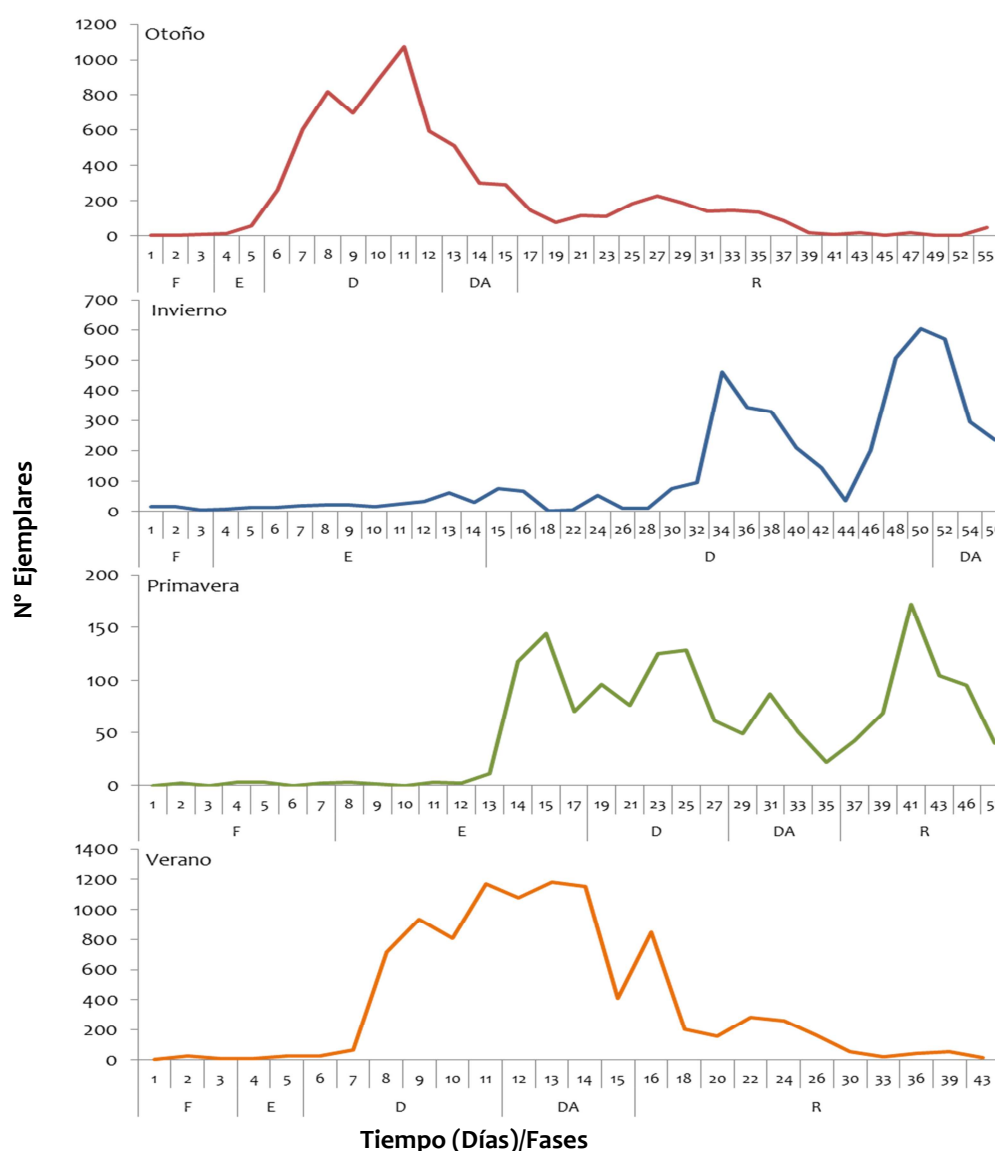


Figura 3.2.2.15. Dinámica poblacional de los ejemplares adultos del orden Diptera capturados en las distintas estaciones de muestreo. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Suborden Brachycera

El suborden Brachycera resultó el más abundante dentro de los Díptera. Se capturaron, en total, 32433 individuos adultos pertenecientes a 27 familias distintas (Tabla 3.2.2.3).

Tabla 3.2.2.3. Abundancia de las familias del suborden Brachycera capturadas durante los cuatro periodos de muestreo y para las distintas trampas.

Familias	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB	ABR (%)
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS		
Agromyzidae	0	6	0	0	0	0	0	0	6	0,02
Anthomyiidae	1	17	0	7	1	10	7	152	195	0,60
Calliphoridae	62	6169	65	7315	67	1709	37	4051	19475	60,05
Camillidae	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,01
Carnidae	19	27	0	6	0	1	44	28	125	0,39
Chloropidae	0	5	0	0	0	0	1	2	8	0,02
Clusiidae	0	12	0	0	0	3	0	0	15	0,05
Conopidae	0	3	0	0	0	0	0	0	3	0,01
Dolichopodidae	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0,01
Drosophilidae	0	8	0	1	0	3	3	60	75	0,23
Empididae	2	14	1	2	0	6	3	9	37	0,11
Fanniidae	4	249	0	18	9	584	49	1791	2704	8,34
Heleomyzidae	3	134	3	36	9	256	8	148	597	1,84
Hybotidae	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0,01
Muscidae	18	2098	1	125	3	86	41	3426	5798	17,88
Odiniidae	0	0	0	0	0	0	0	2	2	0,01
Phoridae	33	226	17	38	33	134	100	273	854	2,63
Piophilidae	0	57	7	22	0	13	2	40	141	0,43
Rhinophoridae	0	0	0	0	0	0	0	3	3	0,01
Sarcophagidae	0	94	0	2	0	22	20	460	598	1,84
Sciomyzidae	0	0	0	0	0	6	1	6	13	0,04
Sphaeroceridae	41	75	329	486	38	268	20	43	1300	4,01
Syrphidae	0	1	0	0	0	0	0	0	1	0,00
Tachinidae	0	20	0	0	0	8	3	42	73	0,23
Trixoscelididae	0	33	0	0	2	39	37	290	401	1,24
Uliidiidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,00
Vermileonidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1	0,23
AB	183	9251	423	8058	162	3148	376	10832	32433	100

AB= Abundancia total; ABR= Abundancia relativa total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

La comunidad de dípteros braquíceros estuvo principalmente representada por los Calliphoridae, seguidos, aunque con un porcentaje de captura bastante inferior, por los Muscidae (Tabla 3.2.2.3). Las especies de la familia Calliphoridae resultaron las más abundantes en todas y cada una de las estaciones de muestreo para la trampa Schoenly (Figuras 3.2.2.17, 3.2.2.19, 3.2.2.21 y 3.2.2.23).

Observando la abundancia relativa de las distintas familias de dípteros capturados en cada una de las estaciones de muestreo (Figuras 3.2.2.16-22), se aprecia que, en la mayoría de las estaciones y para los dos tipos de trampa empleados, el grupo más abundante fueron los Calliphoridae, salvo en invierno y verano en la trampa de caída, cuando las familias más capturadas fueron Sphaeroceridae y Fanniidae respectivamente. Los Muscidae estuvieron

bien representados, fundamentalmente, en la trampa Schoenly durante el otoño y el verano (Figuras 3.2.2.17 y 3.2.2.23).

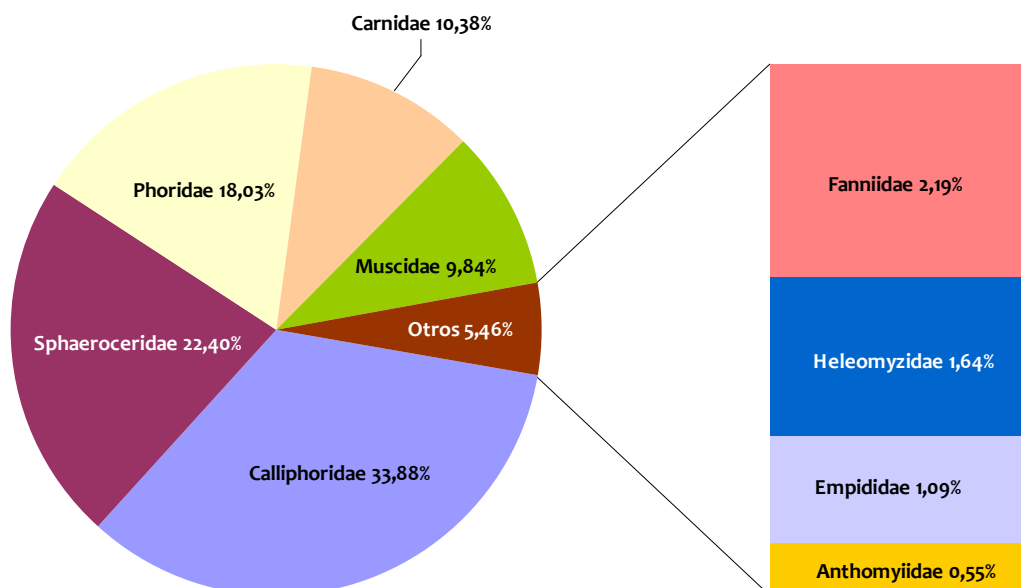


Figura 3.2.2.16. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en otoño en la trampa de caída (N=183).

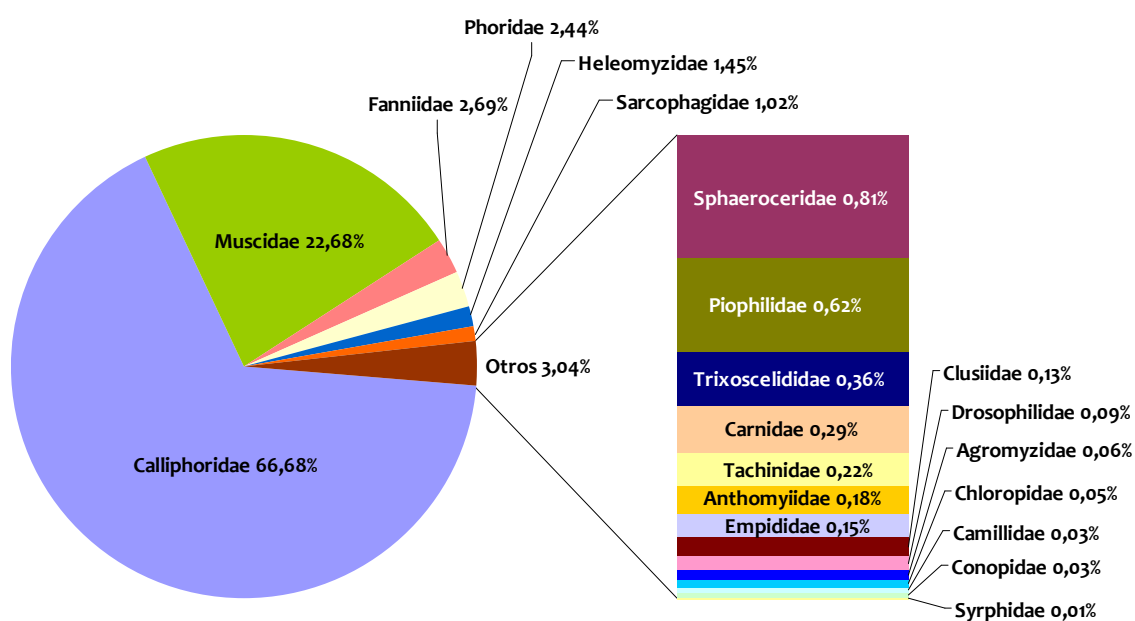


Figura 3.2.2.17. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en otoño en la trampa Schoenly (N=9251).

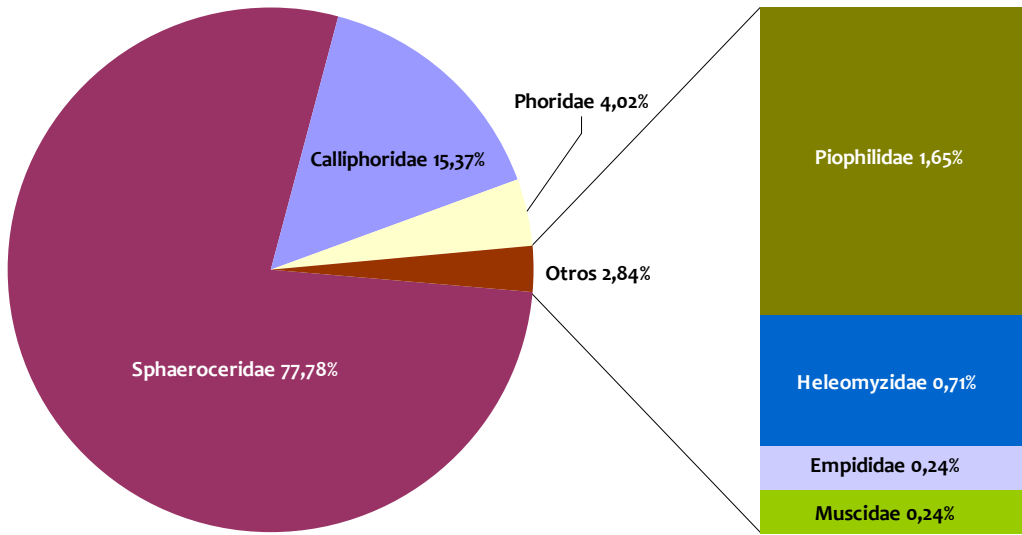


Figura 3.2.2.18. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en invierno en la trampa de caída (N= 423).

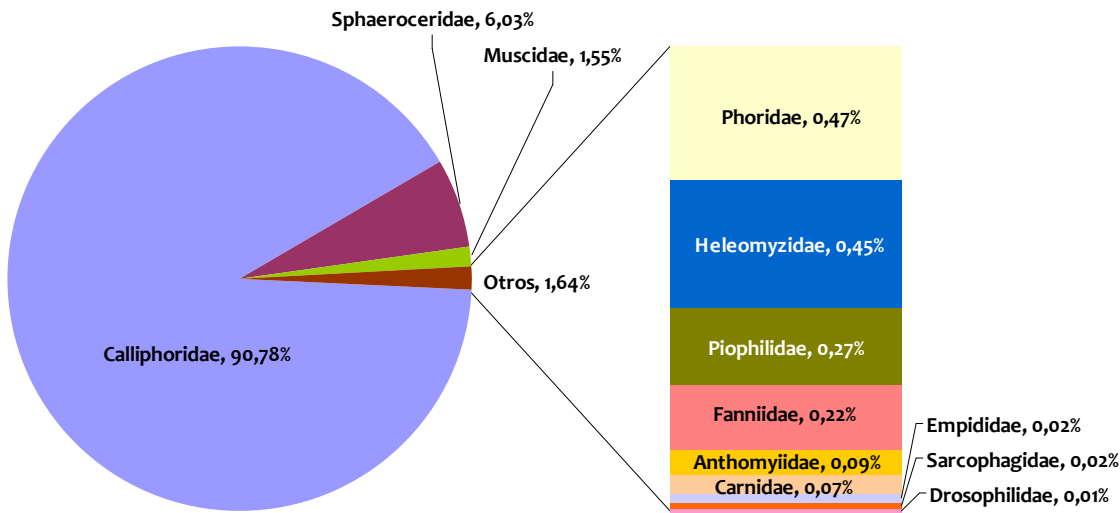


Figura 3.2.2.19. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en invierno en la trampa Schoenly (N= 8058).

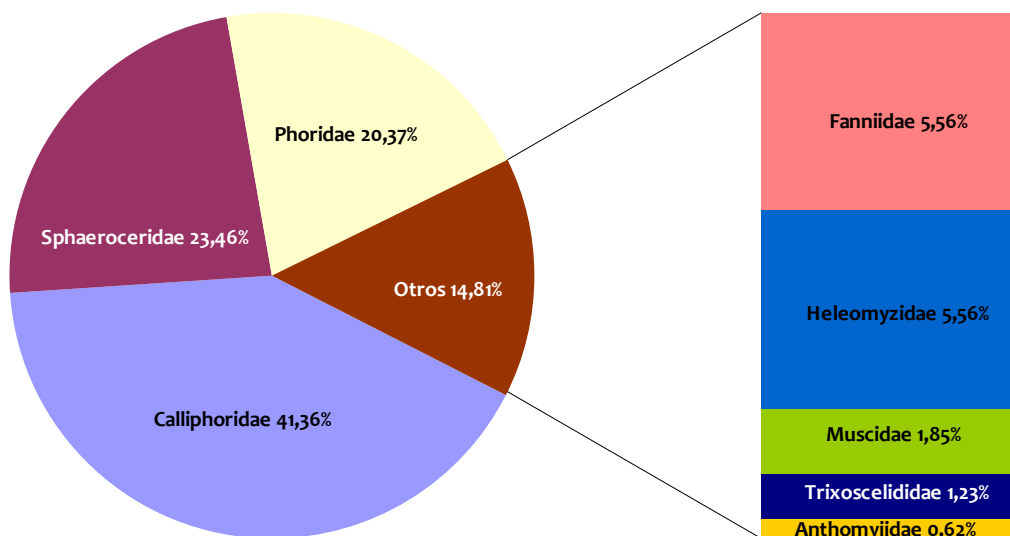


Figura 3.2.2.20. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en primavera en la trampa de caída (N= 162).

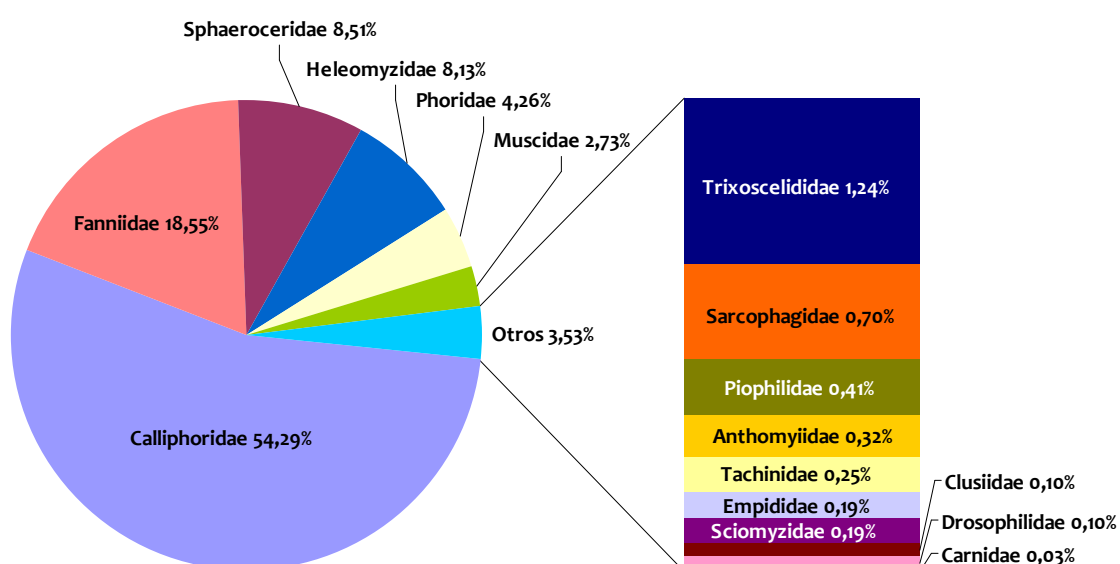


Figura 3.2.2.21. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en primavera en la trampa Schoenly (N= 3148).

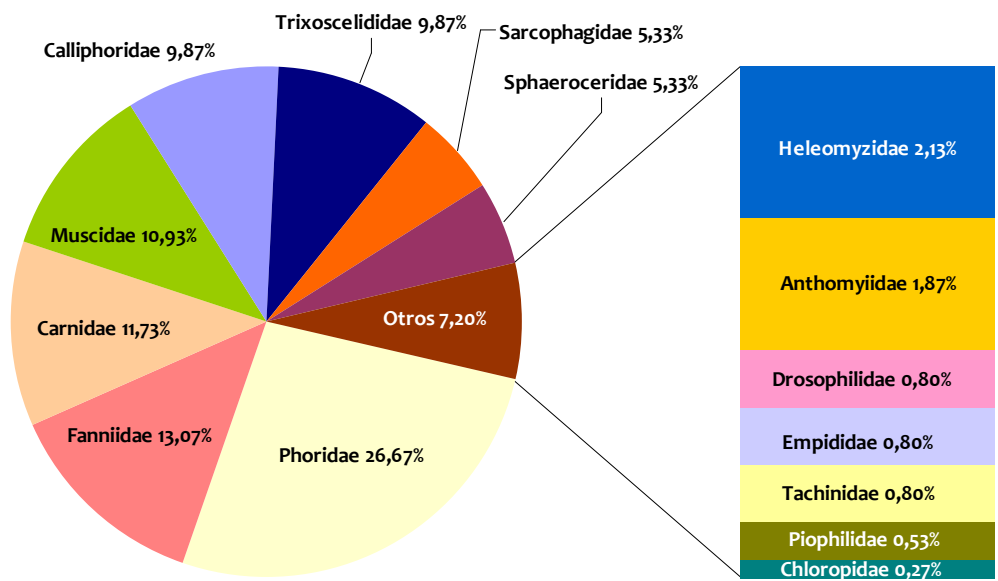


Figura 3.2.2.22. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en verano en la trampa de caída (N=376).

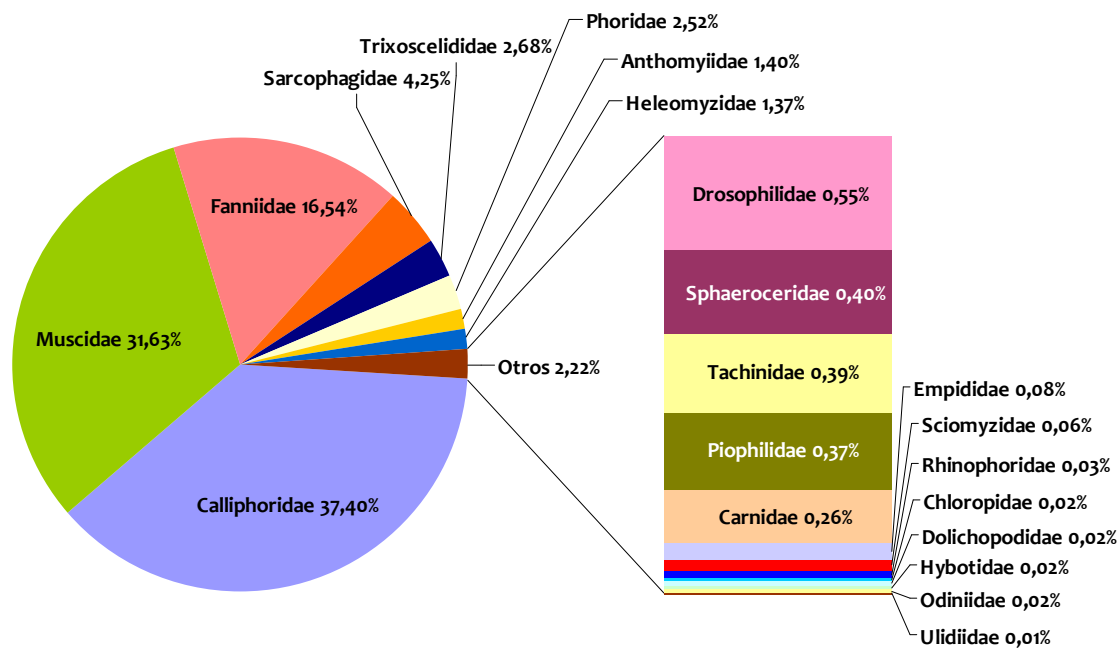


Figura 3.2.2.23. Abundancia total de las familias del suborden Brachycera en verano en la trampa Schoenly (N=10831).

Dado el interés forense reconocido de las familias Calliphoridae, Muscidae, Fanniidae, Sphaeroceridae, Phoridae y Sarcophagidae y que, en conjunto, representan prácticamente el 95% de los ejemplares capturados, éstas se van a tratar, a continuación en detalle.

- Familia Calliphoridae

Los Calliphoridae adultos son moscas lucícolas, florícolas, sarcosaprófagas, coprófagas, ocasionalmente domésticas, mirmecófilas o termitófilas (SÉGUY, 1928). En general, presentan una alimentación polífaga. Los adultos presentan hábitos alimenticios muy variados, siendo fundamentalmente necrófagos y saprófagos, pudiendo actuar como coprófagos cuando no existe ninguna de esas dos fuentes de alimento (BAUMGARTNER Y GREENBERG, 1985).

La familia incluye, entre otras, las moscas verdes (*Lucilia* sp. o *Chrysomya* sp.) y las moscas azules (*Calliphora* sp.). La mayoría de las especies tienen un color metálico característico que normalmente es verde, azul, bronce o negro.

La mayoría de las hembras de Calliphoridae son ovíparas y ponen sus huevos en materia animal muerta, especialmente sobre vertebrados, en los orificios del cuerpo o en las heridas o lesiones que pueda presentar el cadáver (BYRD Y CASTNER, 2010a). Pueden llegar a presentarse en un número muy elevado, y juegan un papel primordial en las comunidades naturales de descomponedores y carroñeros (ROGNES, 1997). Los Calliphoridae, en su ciclo vital pasan por tres estadios larvarios característicos. La larva es vermiforme, ápada, ciega, higrófila, saprófaga, coprófaga, carnívora, parásita ocasional o habitual, hematófaga, sarcófaga y frecuentemente ubiquista. Son, en general, muy resistentes a los agentes externos, aunque muy sensibles a la falta de humedad y a la luz solar (SÉGUY, 1928).

Es uno de los grupos productores de miasis más importantes (GUIMARAES et al., 1983; JAMES, 1947; MARSHALL, 2012; SHEWELL, 1987a; SMITH, 1986; ZUMPT, 1965), tanto en el hombre como en animales domésticos e invertebrados, causando daños económicos considerables en explotaciones ganaderas (WALL Y SMITH, 1996). En el hombre, en casos de parasitosis severas, pueden incluso causar la muerte. La mayoría no son parásitos estrictos, sino organismos carroñeros que, bajo ciertas condiciones, pueden convertirse en parásitos facultativos en heridas traumáticas (CAMACHO CORTÉS, 2010; GUIMARAES et al., 1983; JAMES, 1947; ZUMPT, 1965). Las larvas de algunas especies de califóridos han sido usadas en medicina para la profilaxis de heridas y llagas (ANDERSON et al., 2010; GONZÁLEZ DE PAZ et al., 2010; JAMES, 1947; ROGNES, 1991; SÉGUY, 1951; SHERMAN, 2003, 2009; WANICZEK et al., 2013; WILLIAMS Y VILLET, 2014; ZUMPT, 1965) y para la producción de antibióticos (MARSHALL, 2012; PAVILLARD Y WRIGHT, 1957; WILLIAMS Y VILLET, 2014), aplicaciones médicas conocidas como terapia larval (FIGUEROA et al., 2006).

Los califóridos han sido referidos en la totalidad de los trabajos realizados para el estudio de la fauna sarcosaprófaga, (entre los más recientes: AHMAD et al., 2011; ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2004a, 2015a, 2015b; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005, 2010; BIAVATI et al., 2010; BONACCI et al., 2011; CAMPOBASSO et al., 2001; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; CIFUENTES ORTIZ et al., 2009; FARINHA et al., 2014; MAGAÑA et al., 2006; MARTÍN-VEGA, 2011; MARTÍN-VEGA Y BAZ, 2013a; MATUSZEWSKI et al., 2011; NÚÑEZ RODRIGUEZ Y LIRIA SALAZAR, 2014; ORDÓÑEZ, 2003; ORDÓÑEZ et al., 2008, PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b, 2012b; SALOÑA et al., 2009, 2010; SEGURA et al., 2009; VOSS et al., 2008, 2011; WOLFF et al., 2001), en la que constituyen una parte esencial y resultan miembros característicos de las fases más tempranas de la descomposición. En las regiones templadas, generalmente, son las primeras especies en llegar al cadáver (TANTAWI et al., 1996; ARNALDOS SANABRIA, 2000; CASTILLO MIRALBÉS, 2000). Es la familia de dípteros que incluye los géneros de mayor importancia forense para la estimación del intervalo postmortem (AMENDT et al., 2000; ARNALDOS SANABRIA et al.,

2001, 2004a, 2005; CHARABIDZE et al., 2011, 2012; GARCÍA ROJO et al., 2009; MATUSZEWSKI et al., 2010; VANLAERHOVEN, 2008; YING et al., 2013).

En este trabajo, la familia Calliphoridae resultó ser la familia capturada en mayor abundancia, con un total de 19475 individuos adultos pertenecientes a las especies *Chrysomya albiceps*, *Calliphora vicina*, *C. vomitoria*, *Phaenicia sericata*, *Lucilia caesar*, *Phormia regina* y las subfamilias Polleniinae y Rhiniinae (Tabla 3.2.2.4 y Figura 3.2.2.4).

Tabla 3.2.2.4. Abundancia de los taxones de la familia Calliphoridae capturadas durante las cuatro estaciones y ambos métodos de captura.

Especie/Subfamilia	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
<i>Calliphora vicina</i>	6	1172	15	3979	44	1145	5	315	6681
<i>Calliphora vomitoria</i>	3	20	47	3134	12	404	1	130	3751
<i>Chrysomya albiceps</i>	36	4858	0	2	5	34	29	3394	8358
<i>Lucilia caesar</i>	1	15	0	0	0	12	0	47	75
<i>Phaenicia sericata</i>	0	14	0	1	0	7	0	138	160
<i>Phormia regina</i>	0	0	0	0	0	0	0	2	2
Polleniinae	16	90	3	199	6	106	2	25	447
Rhiniinae	0	0	0	0	0	1	0	0	1
AB	62	6169	65	7315	67	1709	37	4051	19475

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

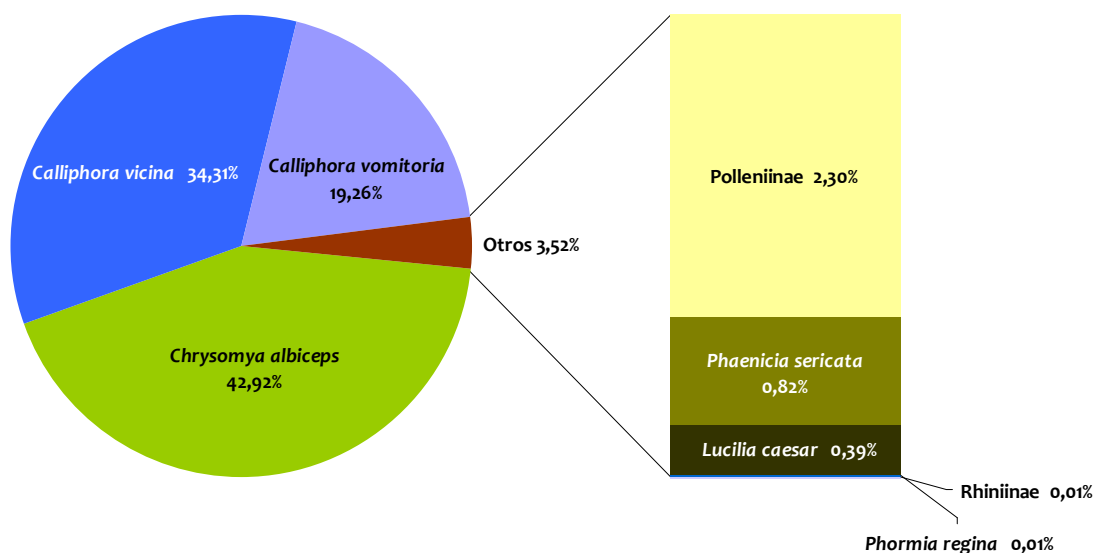


Figura 3.2.2.4. Abundancia relativa de los taxones de la familia Calliphoridae capturadas durante las cuatro estaciones de muestreo en ambas trampas.

La tabla 3.2.2.5 presenta las medias de cada factor analizado con el test de comparaciones múltiples de las principales especies de la familia Calliphoridae capturadas durante los muestreos, donde se muestra una diferencia estacional para la mayoría de los taxones, encontrando a *Calliphora vicina* y *C. vomitoria* fundamentalmente en invierno, a

Chrysomya albiceps en las estaciones más cálidas y a *Lucilia caesar* y *Phaenicia sericata* en verano.

Por métodos de captura, también se muestran diferencias significativas en la captura por los distintos dispositivos, registrando la trampa Schoenly, para este grupo, prácticamente la totalidad de las capturas (Tabla 3.2.2.5).

Tabla 3.2.2.5. Abundancia media de los principales taxones de la familia Calliphoridae en relación a los factores y niveles analizados. Para cada taxón, letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas con un α de 0.05, en el test de comparaciones múltiples.

Especie/Subfamilia	Estación				Tipo Trampa	
	Otoño	Invierno	Primavera	Verano	Caída	Schoenly
<i>Calliphora vicina</i>	1,24(a)	1,92(b)	1,41(a)	0,74(a)	0,19(a)	2,54(b)
<i>Calliphora vomitoria</i>	0,14(a)	1,30(b)	0,83(a)	0,33(a)	0,16(a)	1,19(b)
<i>Chrysomya albiceps</i>	1,88(a)	0,02(b)	0,23(b)	1,56(a)	0,19(a)	1,59(b)
<i>Lucilia caesar</i>	0,12(a)	0(a)	0,07(a)	0,26(b)	0,01(a)	0,2(b)
<i>Phaenicia sericata</i>	0,10(a)	0,01(a)	0,05(a)	0,40(b)	0(a)	0,25(b)
Polleniinae	0,50(a)	0,41(a)	0,38(a)	0,23(a)	0,11(a)	0,67(b)

La comunidad de califóridos estuvo principalmente representada por la especie *Chrysomya albiceps*. Su abundancia mostró una fuerte relación con el factor estación ($F=16.68$, $P<0.0001$); resultó más abundante en las épocas más cálidas que, en nuestro trabajo, fueron otoño y verano. En primavera, mostró una incidencia muy baja y, en invierno, fue prácticamente inexistente (Figuras 3.2.2.25-28 y Tabla 3.2.2.5).

La segunda especie más abundante fue *Calliphora vicina*; además esta especie fue la primera en aparecer en el cadáver en todas las estaciones muestreadas; en invierno se registró su presencia al día siguiente de la colocación del cadáver en la trampa. La abundancia de captura de *C. vicina* mostró una fuerte relación de esta especie con la estación del año ($F=7.236$, $P=0.000165$), observándose su máxima abundancia en los meses de invierno (Tabla 3.2.2.5 y Figura 3.2.2.26). Durante el verano esta especie registró un fuerte descenso en sus capturas (Figura 3.2.2.28).

Calliphora vomitoria estuvo presente en todas las estaciones del año, pero su abundancia mostró diferencias significativas ($F=8.66$, $P<0.0001$) entre ellas siendo, al igual que su congénere, principalmente dominante en invierno (Tabla 3.2.2.5 y Figura 3.2.2.26).

Los demás taxones capturados de esta familia estuvieron representados en mucha menor abundancia. La subfamilia Polleniinae estuvo presente en todas las estaciones muestreadas, no apareciendo diferencias significativas entre ellas ($F=1.157$, $P=0.329$) (Tabla 3.2.2.5). *Phaenicia sericata* y *Lucilia caesar* no fueron muy abundantes, pero sus frecuencias mostraron diferencias significativas en relación con las diferentes estaciones ($F=3.68$, $P=0.014$ y $F=4.154$, $P=0.0768$, respectivamente), siendo estas especies principalmente propias del verano (Tabla 3.2.2.5 y Figura 3.2.2.28). *Phormia regina*, con dos ejemplares capturados, y la subfamilia Rhiniinae, con uno solo, resultaron, por tanto, prácticamente testimoniales, habiendo sido capturados únicamente en verano y primavera respectivamente.

Estos datos son similares a los obtenidos en Lisboa (PRADO E CASTRO et al., 2012b), siendo la especie *Chrysomya albiceps* el califórido más capturado en este tipo de ambientes. Sin embargo, hay que señalar, que en el trabajo realizado por BEGOÑA GAMINDE, 2015, en la misma zona de muestreo pero a una altitud de unos 1500 m, la especie más abundante fue *Calliphora vomitoria*. Estos datos contrastan con los obtenidos en otros hábitats de áreas geográficas muy próximas, como el medio periurbano de Murcia (ARNALDOS et al.,

2001) o islotes costeros de Alicante (MARTÍNEZ SÁNCHEZ, 2003), donde la especie más abundante fue *Phaenicia sericata*, y en medios semi-naturales del País Vasco (SALOÑA BORDAS et al., 2009) y Asturias (PERALTA ÁLVAREZ et al., 2013), donde la especie más abundante fue *Calliphora vicina*.

Entre las especies capturadas en mayor número, se observa un claro relevo estacional; encontramos *Chrysomya albiceps* en otoño y verano y *Calliphora vicina* y *Calliphora vomitoria* fundamentalmente en invierno (Tabla 3.2.2.4 y Figuras 3.2.2.25-28).

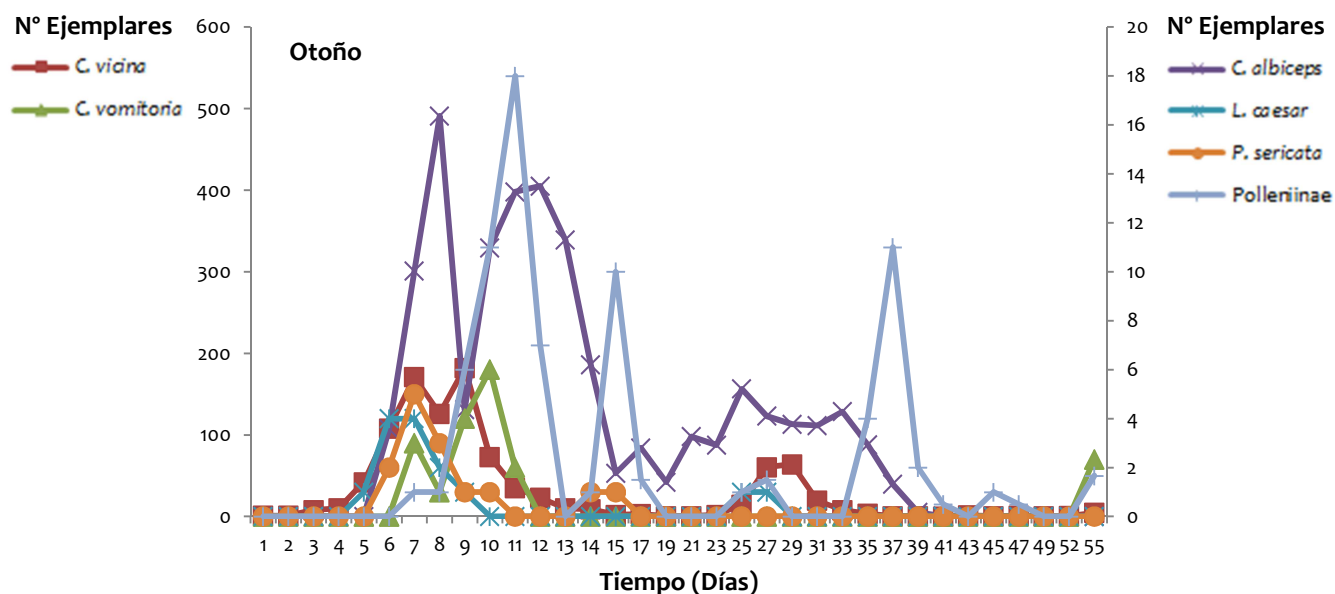


Figura 3.2.2.25. Abundancia y distribución temporal de las principales especies de califóridos en otoño en ambas trampas.

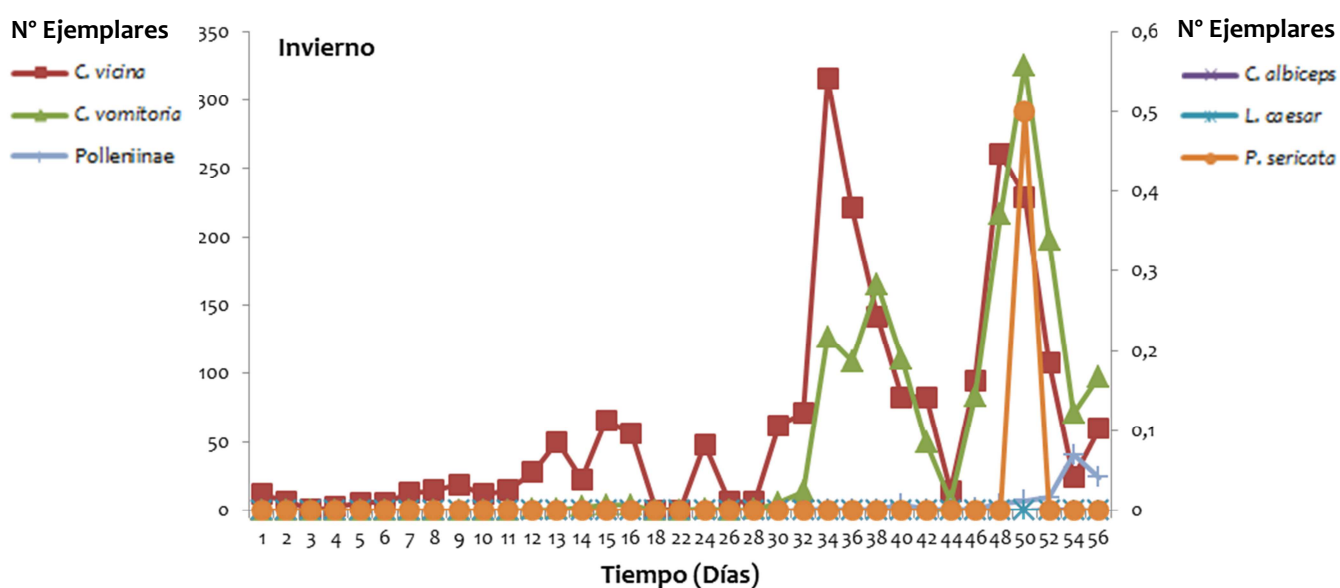


Figura 3.2.2.26. Abundancia y distribución temporal de las principales especies de califóridos en invierno en ambas trampas.

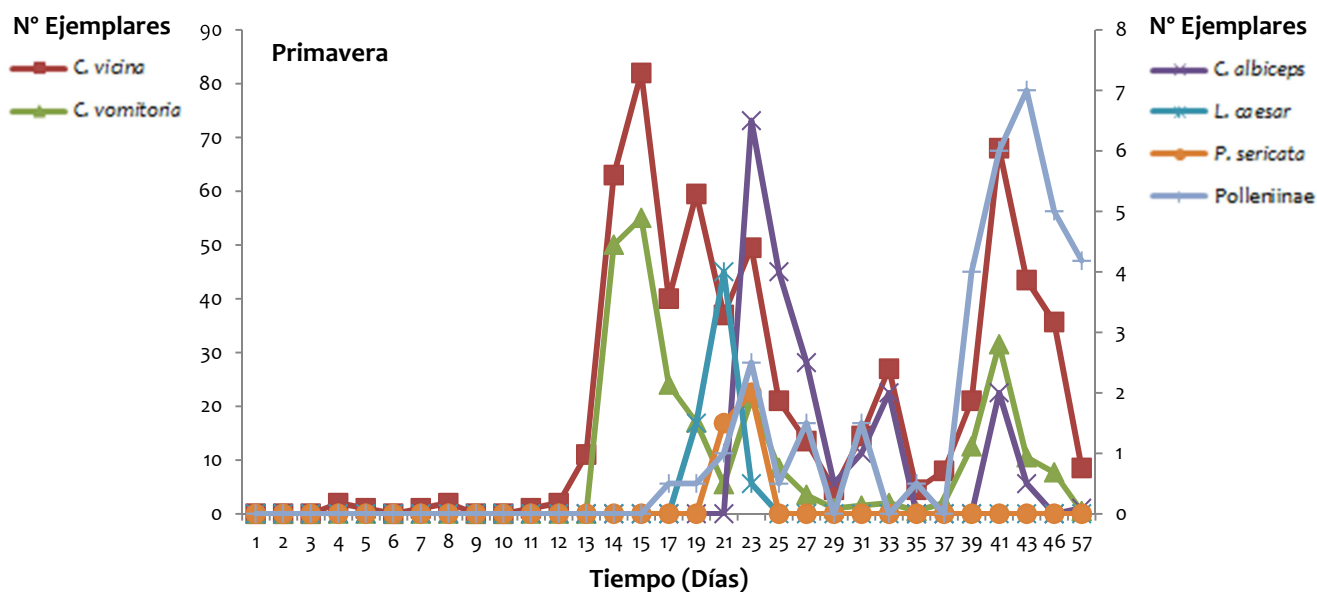


Figura 3.2.2.27. Abundancia y distribución temporal de las principales especies de califóridos en primavera en ambas trampas.

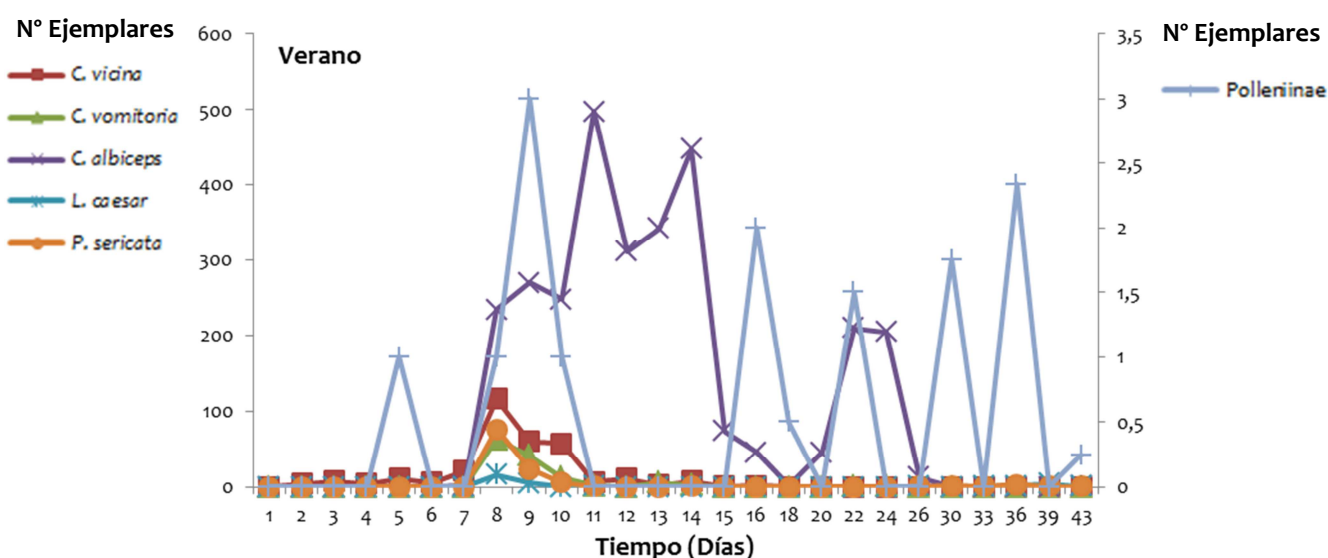


Figura 3.2.2.28. Abundancia y distribución temporal de las principales especies de califóridos en verano en ambas trampas.

Se tratan a continuación los taxones más representativos de esta familia, que constituyen prácticamente el 100% de sus capturas.

- ***Calliphora vicina* Robineau-Desvoidy, 1830**

Calliphora vicina es conocida como “mosca azul”, “moscarda” o “mosca de las viviendas”. Es una especie muy frecuente, fácil de encontrar entre la vegetación, en lugares soleados y sobre materia orgánica en descomposición, tanto de origen animal como vegetal (GONZÁLEZ MORA, 1989). Todas las especies de *Calliphora* se desarrollan sobre materia orgánica en descomposición (JAMES, 1947; SÉGUY, 1951; SMITH, 1986; ZUMPT, 1965).

Aunque originariamente estaba distribuida por la región Holártica, en la actualidad es cosmopolita (SÉGUY, 1928); ha seguido al hombre a las regiones Oriental y Australiana (GREENBERG, 1971; SOÓS Y PAPP, 1986) y a ciertos lugares de la región Neotropical (GONZÁLEZ MORA, 1989). En el norte de Europa es muy común en áreas urbanas asociadas con el hombre (SÉGUY, 1928; SMITH, 1986); en la Península Ibérica su distribución es muy amplia (GONZÁLEZ MORA, 1989).

Comúnmente invade las casas, especialmente en las estaciones frías, donde puede presentarse en gran número (GREENBERG, 1971; JAMES, 1947; ZUMPT, 1965). De modo general, en los subtrópicos aparece en invierno, en la zona templada principalmente en primavera y otoño y en la zona subpolar en verano (GREENBERG, 1971).

Los adultos frecuentan la fruta, carne fresca o en descomposición, heces (GREENBERG, 1971; SMITH, 1986), flores, fruta, materia vegetal en descomposición y llagas o heridas de animales vivos (GUIMARAES et al., 1983; JAMES, 1947; ZUMPT, 1965).

Las hembras son ovíparas, aunque en algunos casos, cuando no existe el medio adecuado, los huevos pueden ser retenidos en su abdomen, pudiendo así poner larvas de primer estadio recién eclosionadas (SMITH, 1986; ZUMPT, 1965). Durante su vida producen un número variable de huevos, entre 100 y 720, en pequeños grupos o en una sola puesta (GUIMARAES et al., 1983; JAMES, 1947; PUTMAN, 1977; SMITH, 1986; ZUMPT, 1965). Normalmente la puesta se realiza en los orificios naturales de los cuerpos, áreas de piel suave y en hendiduras y heridas de la piel (JAMES, 1947; PUTMAN, 1977; ZUMPT, 1965). En condiciones experimentales la puesta se realiza durante las primeras 48 horas de exposición del cebo (PUTMAN, 1977).

Considerada como una especie adaptada a bajas temperaturas en las zonas templadas, puede completar su ciclo vital a 15° C, pero temperaturas inferiores pueden afectar a su actividad voladora, que cesa a temperaturas inferiores a 12° C (NUORTEVA, 1977) y los huevos no pueden eclosionar a temperaturas iguales o inferiores a 4° C (FAUCHERRE et al., 1999). Las altas temperaturas le afectan, las larvas y pupas no sobreviven a temperaturas superiores a 35° C y los adultos a 29-30° C (RATCLIFFE, 1935).

La larva es ubiquista, saprófaga, parásita de pequeños mamíferos (ERZINCILIOGLU Y DAVIES, 1984), aunque se la ha citado como parásita accidental de reptiles (SÉGUY, 1928). Se desarrollan inicialmente a expensas de los tejidos necrosados y de las materias purulentas de heridas y llagas y posteriormente en tejidos sanos (SÉGUY, 1951). Es un parásito ocasional peligroso; la larva puede provocar en el hombre miasis graves (JAMES, 1947; SÉGUY, 1951), encontrándose en numerosas ocasiones en miasis traumáticas y de las zonas rectal, auricular y oral en hombre y animales (JAMES, 1947; ZUMPT, 1965). Las larvas se han utilizado en medicina para la profilaxis de heridas (SÉGUY, 1951) y son parasitadas por himenópteros pteromálidos (SÉGUY, 1928).

Es una especie muy importante en entomología forense por su utilidad en el cálculo del intervalo postmortem (DE JONG, 1995; DONOVAN et al., 2006; ERZINCILIOGLU, 1983; INTRONA et al., 1991; OLIVA, 1997; SMITH, 1986). SMITH (1986) la considera la especie más común encontrada en cadáveres humanos y se ha visto asociada a cuerpos humanos en numerosos países como Bélgica (LECLERCQ Y VERSTRAETEN, 1988), España (GARCÍA-ROJO, 2009), Francia (BÉRÈGER-LÉVÈNE, 1992 cf. DE JONG, 1995), Suiza (FAUCHERRE et al., 1999), Italia (INTRONA et al., 1998), Argentina (OLIVA, 1997), Irán (KESHAVARZI et al., 2016), Estados Unidos (LORD, 1990), Canadá (ANDERSON, 1995) y Finlandia (ROGNES, 1991). En Murcia también se ha encontrado, procedentes de casos reales, en muestras remitidas al

Laboratorio de Entomología Forense, Departamento de Zoología y Antropología Física de la Facultad de Biología de Murcia (ARNALDOS et al., 2001, 2004b, 2014).

En nuestro estudio se capturaron 6681 adultos de *Calliphora vicina*, que representan algo más del 34 % del total de califóridos (Tabla 3.2.2.4 y Figura 3.2.2.24), en todas las épocas de muestreo, como ocurrió en otras áreas de la Península (MARTÍN VEGA, 2011; MARTÍN-VEGA Y BAZ, 2013a; PERALTA ÁLVAREZ et al., 2013; PRADO E CASTRO et al., 2012b; SALOÑA BORDAS et al., 2009), aunque fueron mayoritarios en invierno (Figura 3.2.2.29), al igual que en el área periurbana (ARNALDOS et al., 2001) y natural boscosa (BEGOÑA GAMINDE, 2015) de Murcia. Como se comentó antes, *Calliphora vicina* representa la segunda especie de califórido más abundante de nuestro trabajo.

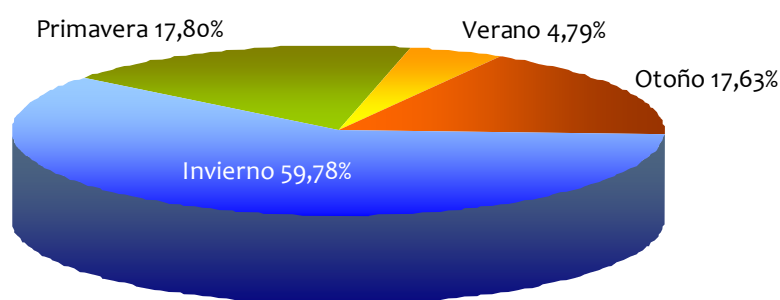


Figura 3.2.2.29. Porcentaje estacional de captura de los adultos de *Calliphora vicina*.

En otoño se recogieron individuos en todas las fases de la descomposición, observándose claramente dos picos de abundancia, coincidiendo con las fases Descomposición y Restos respectivamente (Figuras 3.2.2.25 y 3.2.2.30). La mayoría de los ejemplares recogidos en la primera fase de descomposición fueron hembras, que aparecieron al tercer día de la exposición del cadáver. Los machos se comenzaron a capturar con un poco de retraso en el primer pico (Figura 3.2.2.30). El segundo pico de abundancia es consecuencia de la emergencia de la generación desarrollada en el cadáver, un poco disminuida como consecuencia, probablemente, del acusado carácter migrador de las larvas postalimentarias para pupar que, por tanto, sobrepasan los límites del dispositivo de captura. (Figura 3.2.2.30).

En invierno se observa una aparición continuada y progresiva en el número de ejemplares desde el mismo día de la exposición del cadáver (Figuras 3.2.2.26 y 3.2.2.30), observando un fuerte incremento en las capturas hacia el día 34 coincidiendo con un aumento en las temperaturas, lo que propició la llegada masiva de ejemplares al cadáver, seguido de un descenso brusco coincidiendo con lluvias y una disminución de las temperaturas hacia el día 44 (Figura 2.6.2).

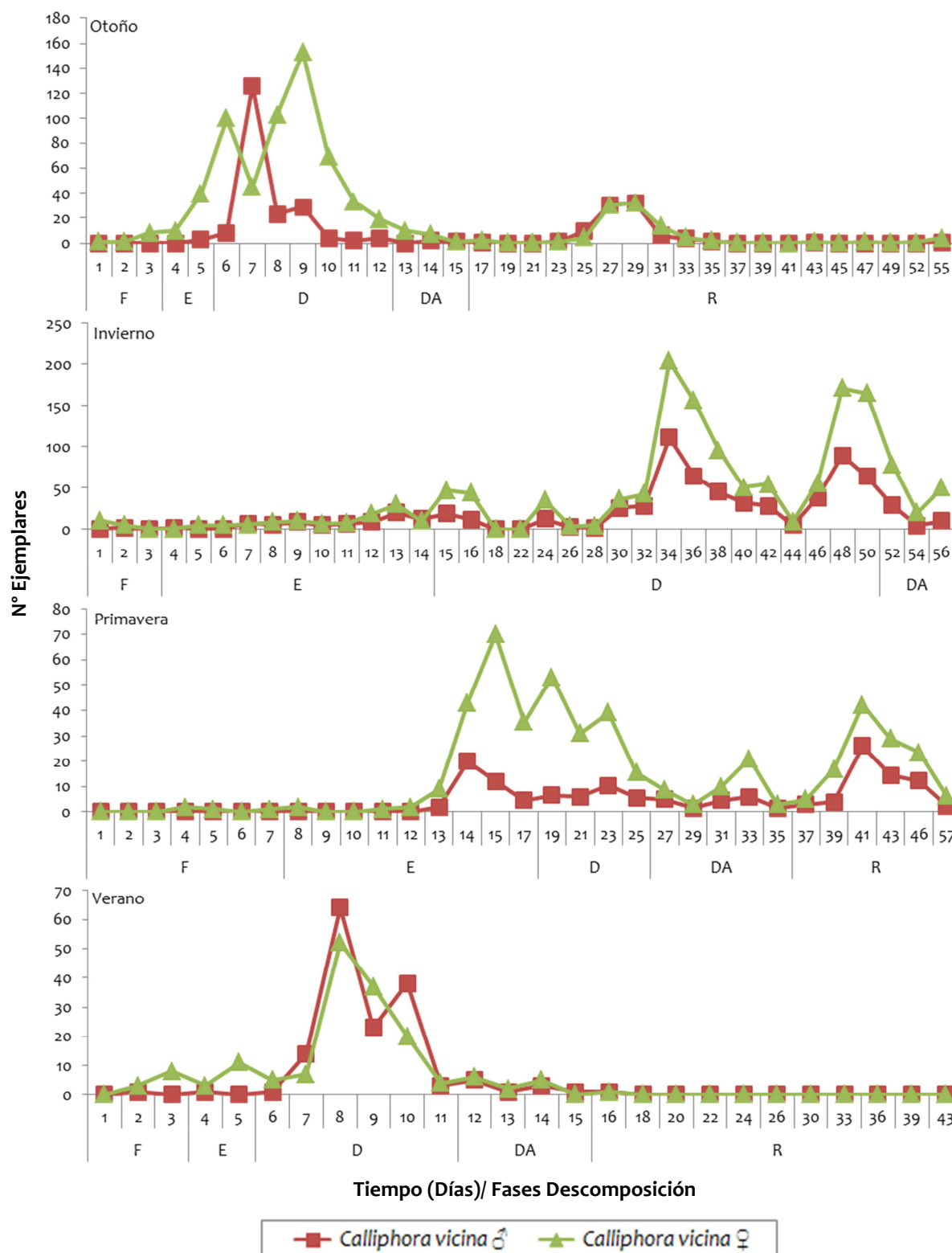


Figura 3.2.2.30. Dinámica poblacional de *Calliphora vicina* en todas las estaciones de muestreo (♂: machos, ♀: hembras) en las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

En primavera, las hembras de esta especie fueron las primeras en llegar al cadáver, hacia el día 4, aumentando en número de forma marcada en mitad de la fase Enfisematosa, prolongándose esta abundancia hasta la finalización del muestreo, (Figuras 3.2.2.27 y 3.2.2.30), salvo por el descenso en el número de capturas consecuencia de la llegada de lluvias y un fuerte descenso en las temperaturas (Figura 2.6.3).

En verano se recogieron pocos ejemplares (Figura 3.2.2.28 y Tabla 3.2.2.4), apareciendo las primeras hembras al día siguiente a la exposición del cadáver y encontrando el pico de abundancia tres días después del comienzo de la fase Descomposición (Figura 3.2.2.30).

Nuestros resultados son similares a los ya expuestos por otros autores (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2005; BATTÁN HORENSTEIN, 2008; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005; BEGOÑA GAMINDE, 2015; BONACCI et al., 2009; CASTILLO MIRALBÉS, 2002, 2001, 2002; PRADO E CASTRO, 2011; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b, 2012b), acerca de que *Calliphora vicina* es una especie primaria en la sucesión faunística de los cuerpos en descomposición y predominante en los estadios Fresco y Descomposición. En nuestro trabajo fue la especie necrófaga primaria predominante en invierno al igual que en ARNALDOS SANABRIA (2000).

- ***Calliphora vomitoria* (Linnaeus, 1758)**

Calliphora vomitoria es una especie sinantrópica (GREENBERG, 1971). Se distribuye fundamentalmente por toda la región Holártica (GONZÁLEZ MORA, 1989). Los hábitos y biología de esta especie son muy similares a los de *Calliphora vicina* aunque posee una distribución más rural (BEGOÑA GAMINDE, 2015; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b, 2012b; SALOÑA BORDAS et al., 2009). Según GREENBERG (1971) y SMITH (1986), cuando las dos especies se encuentran juntas normalmente ésta es menos abundante, como ocurre en este estudio. Sin embargo, esta afirmación no siempre se cumple, ya que estudios en una zona urbana en Portugal (PRADO E CASTRO et al., 2012b) y en Murcia, en un ambiente natural de la misma zona de estudio pero a mayor altitud (BEGOÑA GAMINDE, 2015), esta especie fue la más abundante.

En Europa y Canadá es una especie común en zonas boscosas, en los ascensos a montaña (BEGOÑA GAMINDE, 2015), sobre materia orgánica animal y vegetal en descomposición y además es habitual en los basureros de las ciudades (GONZÁLEZ MORA, 1989; SMITH, 1986). Las larvas son productoras de miasis traumáticas, tanto en los humanos como en otros animales (GONZÁLEZ MORA, 1989).

En relación con estudios de fauna sarcosaprófaga, existen, en comparación con *C. vicina*, pocas citas de su presencia en la comunidad (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2015a, 2015b; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; GONZÁLEZ MORA, 1989; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b, 2012b; REED, 1958; RICHARDS Y GOFF, 1997; SMITH Y WALL, 1997b).

En nuestro estudio se recogieron 3751 ejemplares adultos (Tabla 3.2.2.4) constituyendo algo más del 19% de las capturas de califóridos (Figura 3.2.2.24), habiéndose encontrado ejemplares en todas las estaciones de muestreo, aunque la mayoría se capturaron en invierno (Figura 3.2.2.31).

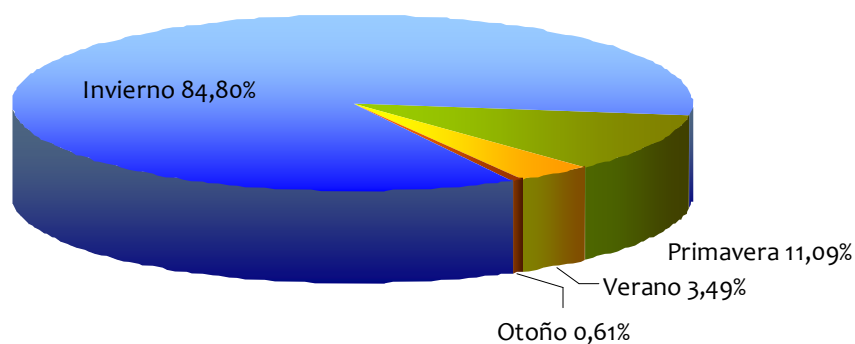


Figura 3.2.2.31. Porcentaje estacional de captura de los adultos de *Calliphora vomitoria*.

En otoño se recogieron muy pocos ejemplares, la mayoría de ellos en la fase Descomposición (Figura 3.2.2.32).

En invierno se observó su aparición hacia el día 12 (Figura 3.2.2.32), finalizando la fase Enfisematosa, manteniéndose de forma discreta hasta que se dio un aumento progresivo en el número de capturas hacia la mitad de la fase Descomposición, sobre todo de hembras, indicando su llegada para efectuar la ovoposición, estando fuertemente influenciados los descensos en las capturas por las bajas temperaturas y las lluvias (Figura 2.6.2).

En primavera comenzaron a aparecer de forma marcada en mitad de la fase Enfisematosa, prolongándose esta abundancia hasta finales de la fase Restos (Figuras 3.2.2.27 y 3.2.2.32), coincidiendo los descensos en el número de capturas consecuencia de la llegada de lluvias y una fuerte bajada de las temperaturas (Figura 2.6.3).

En verano se recogieron menos ejemplares, apareciendo las primeras hembras al octavo día de la exposición del cadáver en la fase Descomposición. A partir del día 14 desaparecieron prácticamente por completo (Figura 3.2.2.32).

En ninguna de las estaciones parece haberse producido la emergencia de una generación de adultos desarrollados en el cadáver.

En la mayoría de los trabajos, esta especie la señalan, generalmente, como una especie poco abundante, pero siempre de carácter primario, apareciendo en los primeros días de la descomposición (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2015a; BEGOÑA GAMINDE, 2015; LECLERCQ Y BRAHY, 1990; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b, 2012b), sin embargo, por los datos obtenidos en este y otros trabajos realizados en la misma zona biogeográfica donde esta especie siempre se presenta con posterioridad a otras especies de dípteros (ARNALDOS et al., 2015a; BEGOÑA GAMINDE, 2015), podría actuar, en esta zona en particular, como colonizadora secundaria.

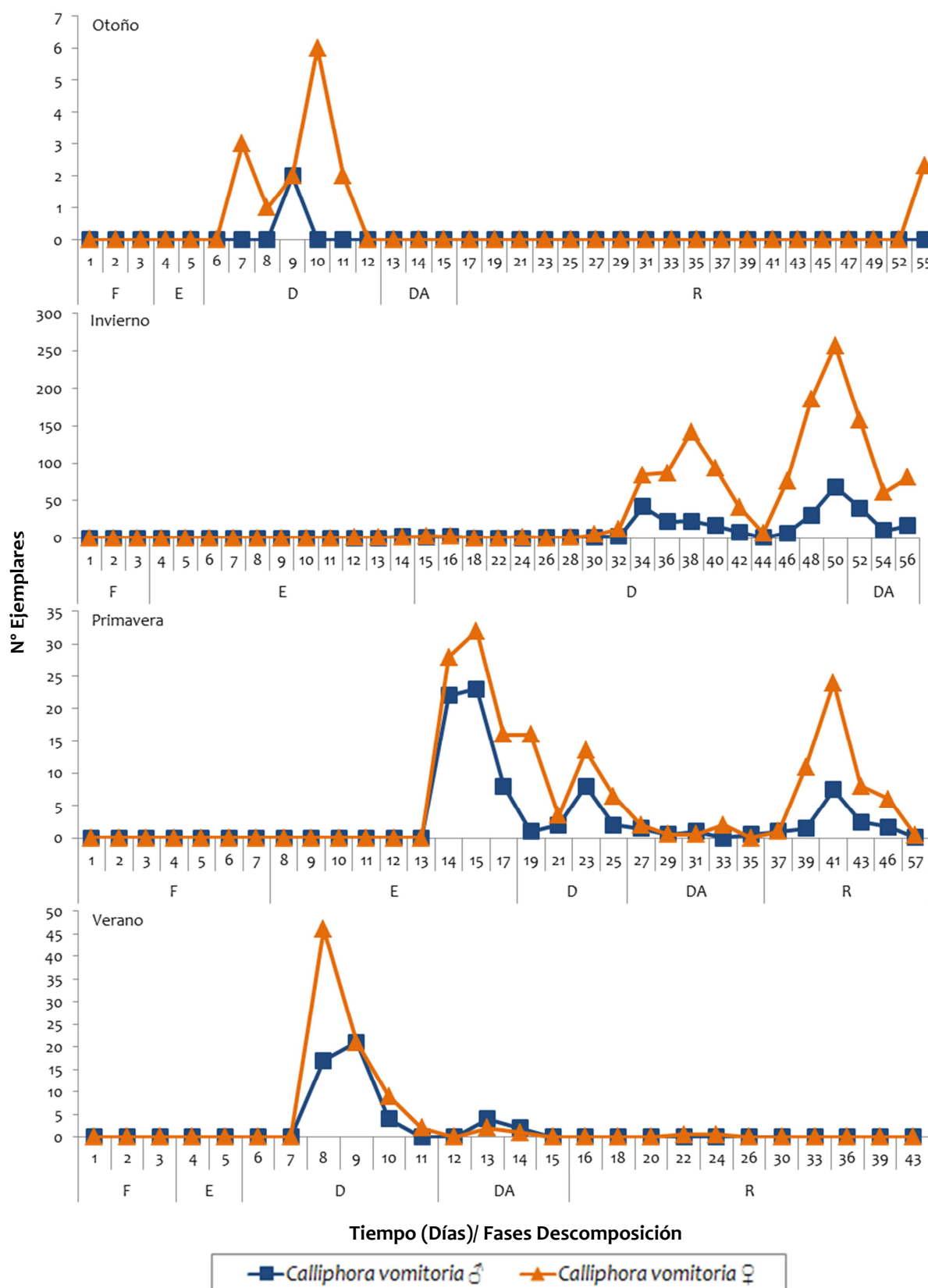


Figura 3.2.2.32. Dinámica poblacional de *Calliphora vomitoria* en todas las estaciones de muestreo (♂: machos, ♀: hembras) en las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

- ***Chrysomya albiceps* (Wiedemann, 1819)**

Mosca saprófaga, coprófaga y florícola (SÉGUY, 1928), se ha observado una clara presencia de los ejemplares adultos en la materia orgánica en descomposición y sus fuentes de alimentación preferentes son el hígado, el pescado y la fruta en descomposición (BAUMGARTNER Y GREENBERG, 1985). Según SÉGUY (1928), busca generalmente lugares umbríos y abrigados del viento.

El ciclo vital de esta especie ha sido estudiado por diversos autores (AL-SHAREEF Y AL-QURASHI, 2015; CUTHBERTSON, 1933; ELSHAZLY et al., 1995; GRASSBERGER et al., 2003; GREENBERG, 1971, 1990a; MESKIN, 1986; SMIT, 1931). Según CUTHBERTSON (1933), la hembra ovipone en los cadáveres en grupos de 100 a 200 huevos. MESKIN (1986), sin embargo, indica un cambio en el comportamiento reproductor, al dispersar la hembra sus huevos uno cada vez, introduciéndolos profundamente en la piel y siempre entre huevos y larvas de otras especies de dípteros (CUTHBERTSON, 1933).

Las larvas muy jóvenes tienen una alimentación puramente necrófaga, aprovechando los exudados de la carne en descomposición; sin embargo, las larvas de segundo y tercer estadio muestran tendencias depredadoras y se alimentan, también, de larvas de otras especies de dípteros. En ausencia de larvas de dípteros, pueden depredar larvas de escarabajos derméstidos e, incluso, se ha observado canibalismo. El comportamiento de las hembras, según MESKIN (1986), está adaptado a su carácter depredador y necrófago facultativo; por ello su ovoposición se retrasa y se produce siempre en presencia de larvas de otras especies; la dispersión de los huevos se realiza probablemente para distanciar las larvas entre sí y disminuir así la posibilidad de canibalismo.

La pupación tiene lugar en los cadáveres entre hueso y cartílago o enterrándose en el suelo; aunque mayoritariamente en las cercanías del cuerpo, lo que las hace más vulnerables a las parasitosis por himenópteros que el resto de los califóridos (CUTHBERTSON, 1933; FULLER, 1934; MESKIN, 1986).

Se encuentra distribuida por Europa (SOOS Y PAPP, 1986), desde el Mediterráneo a Europa Central, Rusia, Asia, Israel, Afganistán, Oriente Medio, todo el Norte de África, Islas Canarias y regiones Oriental, Afrotropical y Neotropical. En la Península Ibérica se encuentra citada en casi su totalidad (GONZÁLEZ MORA Y PERIS, 1988).

Los máximos poblacionales de *Chrysomya albiceps* se encuentran durante los meses más cálidos del año tanto en el hemisferio Norte como en el Sur (MARTÍNEZ SÁNCHEZ, 1997).

Especie integrante de la comunidad sarcosaprófaga (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2004b, 2015a, 2015b; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005, 2007, 2010, 2012; BAUMGARTNER Y GREENBERG, 1985; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; DE SOUZA Y LINHARES, 1997; PRADO E CASTRO et al., 2011a, 2011b, 2012b; TANTAWI et al., 1996), también se ha encontrado en situaciones forenses en Argentina (OLIVA, 1997), Italia (INTRONA et al., 1998), Viena (GRASSBERGER et al., 2003) y España (ARNALDOS et al., 2004b, 2005; DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ Y GÓMEZ FERNÁNDEZ, 1963).

En nuestro trabajo, se recogieron en total 8358 ejemplares adultos (Tabla 3.2.2.4). *Chrysomya albiceps* fue la especie de califórido más abundante (Figura 3.2.2.24), capturada principalmente en otoño y verano (Figura 3.2.2.33), las estaciones más cálidas, coincidiendo con los resultados obtenidos en otros trabajos realizados en la Península Ibérica

(ARNALDOS et al., 2001; BEGOÑA GAMINDE, 2015; MARTÍN VEGA, 2011; PRADO E CASTRO et al., 2012b; SALOÑA BORDAS et al., 2009), registrándose en otoño el mayor número de capturas, al igual que ocurre en el trabajo de ARNALDOS SANABRIA (2000), mostrando su carácter termófilo. Apenas se recogieron ejemplares durante los muestreos correspondientes con las estaciones de invierno y primavera (Tabla 3.2.2.4 y Figura 3.2.2.33), sugiriendo su baja abundancia que se trata de fauna residual.

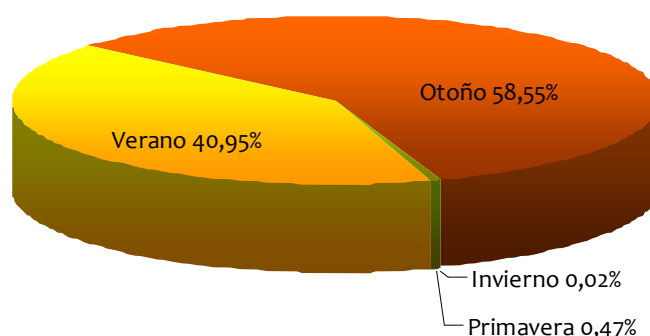


Figura 3.2.2.33. Porcentaje estacional de captura de los adultos de *Chrysomya albiceps*.

En otoño y verano apareció en etapas tempranas de la descomposición, al sexto día en otoño y al octavo en verano (Figura 3.2.2.34), más o menos a la misma vez en la que otras especies comenzaron también a colonizar el cebo, aunque siempre con un ligero retraso respecto a las primarias (Figuras 3.2.2.25 y 3.2.2.28). En ambas estaciones se aprecia un patrón bimodal consecuencia de la emergencia de la generación de moscas criadas en el cadáver, hacia el día 19, coincidiendo con la fase Restos en ambas estaciones (Figura 3.2.2.34). Estos resultados coinciden también con los aportados por distintos autores (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2004b; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005, 2007; BEGOÑA GAMINDE, 2015; MARTÍN VEGA, 2011; PRADO E CASTRO et al., 2012b; SALOÑA BORDAS et al., 2009) que señalan su aparición como característica de los estadios más tempranos de la descomposición de los cadáveres humanos y animales. Esta especie actúa como colonizadora secundaria, al igual que afirmaron ARNALDOS et al. (2001), BEGOÑA GAMINDE (2015) y TANTAWI et al. (1996).

Esta especie forma parte claramente de la comunidad sarcosaprófaga como miembro del componente necrófago y necrófilo dependiendo de la fase de desarrollo de su ciclo vital (BEGOÑA GAMINDE, 2015; TANTAWI et al., 1996).

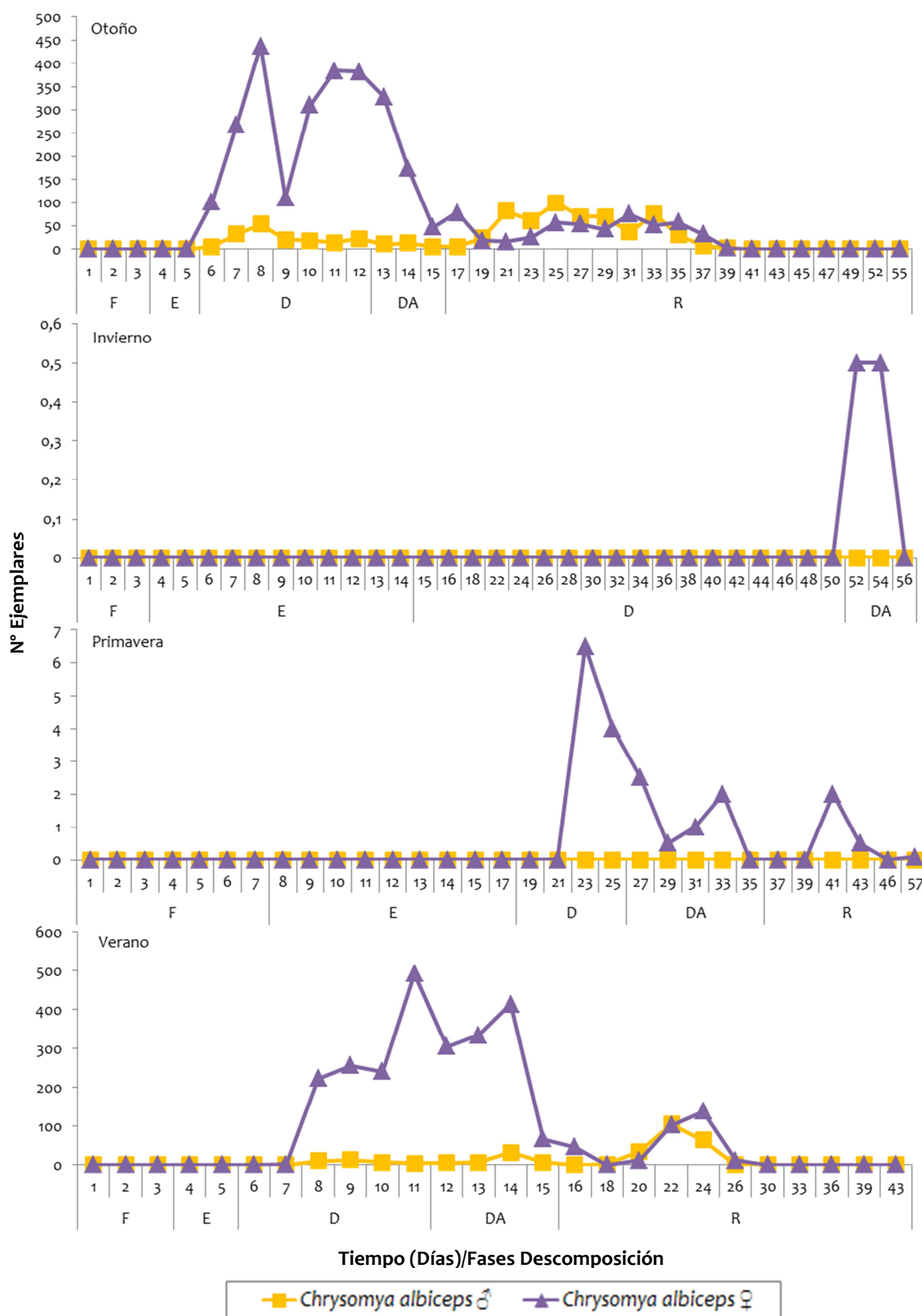


Figura 3.2.2.34. Dinámica poblacional de *Chrysomya albiceps* en todas las estaciones de muestreo (♂: machos, ♀: hembras) en las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

- **Polleniinae**

Las especies de esta subfamilia son generalmente ovíparas, entre ellas se encuentran especies predatoras o parásitas de lombrices de tierra, en sus estadios preimaginales (ROGNES, 1991), de pupas y lepidópteros (SÉGUY, 1941) e incluso abejas adultas (IBRAHIM, 1984 cf. ROGNES, 1991). Muchas especies tienen hábitos sinantrópicos, pudiendo hibernar en el interior de las casas, causando diversas molestias (SÉGUY, 1941).

Se encuentra distribuida por las regiones Paleártica, Neártica, Oriental y Australiana (ROGNES, 1991). En la Península Ibérica la distribución de las distintas especies encontradas aparece en MARTÍNEZ-SÁNCHEZ et al. (1998).

En relación con la fauna sarcosaprófaga su aparición es muy escasa (ARNALDOS SANABRIA, 2000; BEGOÑA GAMINDE, 2015; REED, 1958; RICHARDS Y GOFF, 1997) y siempre en bajo número.

En nuestro trabajo se han recogido un total de 447 ejemplares, que aparecieron en todas las estaciones muestreadas (Tabla 3.2.2.4 y Figuras 3.2.2.25-28), registrando en invierno casi la mitad de las capturas (Figura 3.2.2.35). Los ejemplares se localizaron principalmente durante los últimos días de muestreo, en las fases Descomposición Avanzada y Restos.

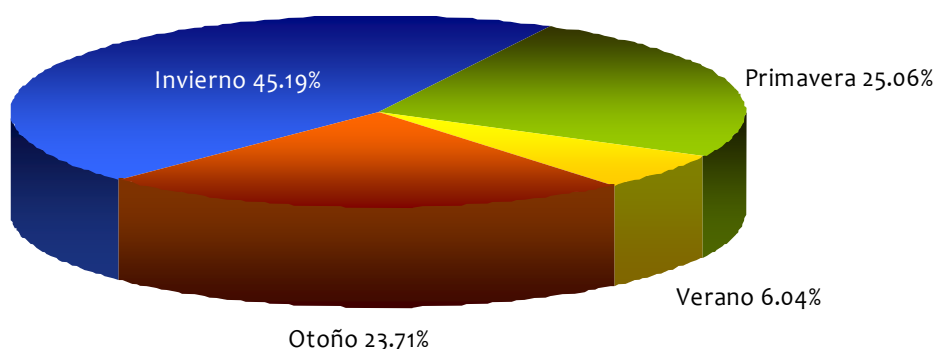


Figura 3.2.2.35. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la subfamilia Polleniinae.

Su distribución y aparición parece estar determinada por la existencia o no de sus hospedadores o presas (JUDD, 1956; ROGNES, 1991) por lo que son considerados organismos necrófilos (ARNALDOS SANABRIA, 2000).

- ***Phaenicia sericata* (Meigen, 1.826)**

Los adultos son florícolas, higrófilos, diurnos y se encuentran atraídos por los cadáveres, heridas abiertas (SÉGUY, 1928), la lana húmeda y manchada de oveja y, en menor medida, por las heces, en las cuales las larvas pueden completar su desarrollo (ZUMPT, 1965). Se los encuentra en los líquidos dulces o fermentados y, frecuentemente, en plantas con flores, pero las hembras necesitan alimento con contenido proteínico para la maduración de los huevos (MACKERRAS, 1933; ZUMPT, 1965).

Las larvas son higrófilas (SÉGUY, 1928). Viven en cadáveres de vertebrados, incluidos los peces y otros productos de origen animal en descomposición (GUIMARAES et al., 1983).

El ciclo vital de esta especie ha sido estudiado por numerosos autores, en especial en relación con la producción de miasis y en casos forenses (BISHOPP, 1915; CAMACHO CORTÉS, 2010; CRAGG, 1956; CRAGG Y COLE, 1952; CUTHBERTSON, 1933; DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ Y GÓMEZ FERNÁNDEZ, 1957; GUIMARAES et al., 1983; GREENBERG, 1991; INTRONA et al., 1991; JAMES, 1947; KAMAL, 1958; MACKERRAS, 1933; MANCHÓN et al., 1998; MESKIN, 1986; RATCLIFFE, 1935; SMITH Y WALL, 1977a, 1977b; ZUMPT, 1965).

Se trata de una especie de distribución cosmopolita (GONZÁLEZ MORA, 1984; SOÓS Y PAPP, 1986), muy común en las regiones templadas del hemisferio Norte (GUIMARAES et al., 1983), región Holártica (ZUMPT, 1965) y en toda la región Paleártica (SOÓS Y PAPP, 1986). En el hemisferio Sur fue introducida en tiempos históricos siguiendo al hombre (ZUMPT, 1965). En la Península Ibérica está ampliamente distribuida y se ha podido comprobar que muchas de las citas de *Lucilia caesar* (Linnaeus, 158) se refieren, realmente, a *Phaenicia sericata* (PERIS Y GONZÁLEZ MORA, 1991).

Es una especie sinantrópica (DE JONG, 1995; GREENBERG, 1971; MESKIN, 1986; PERIS Y GONZÁLEZ MORA, 1991), característica de la fauna sarcosaprófaga, ligada a las fases iniciales de la descomposición como especie implicada en la invasión primaria del cuerpo (DENNO Y COTHRAM, 1975; HOLDAWAY, 1930; LANE, 1975) y es muy utilizada como indicador forense en medios urbanos y suburbanos (ALTAMURA Y INTRONA, 1982; DE JONG, 1995; GREENBREG, 1990a, 1990b, 1991; INTRONA et al., 1991; LECLERCQ, 1976; NUORTEVA et al., 1974; SMITH, 1986), siendo, en algunas situaciones, la especie más frecuente en estas áreas (JUDD, 1956). Se ha encontrado en situaciones forenses en Canadá (ANDERSON, 1995), Argentina (OLIVA, 1997) y España (ARNALDOS et al., 2001, 2005; GONZÁLEZ MORA et al., 1990).

En nuestro trabajo solamente se capturaron 160 ejemplares, la mayoría recogidos en verano (Tabla 3.2.2.4 y Figura 3.2.2.36) en la fase Descomposición y algunos en la fase Restos, que podrían corresponder a adultos de una generación desarrollada en el cadáver. En cualquier caso, su escasa abundancia no permite confirmarlo.

Es llamativo el contraste de estos datos con los obtenidos por ARNALDOS et al. (2001) en un área periurbana próxima, en donde esta especie fue la más abundante. Nuestros resultados, por el contrario, coinciden con los obtenidos en trabajos en el norte de la Península Ibérica (PERALTA ÁLVAREZ et al., 2013; SALOÑA BORDAS et al., 2009) y con los obtenidos en el mismo ambiente natural que nuestro estudio pero a mayor altitud (BEGOÑA GAMINDE, 2015).

Estos resultados inciden en la necesidad del conocimiento de la fauna a escala regional y ambiental, ya que esta especie presenta un gran potencial como indicadora ambiental, posiblemente relacionado con su carácter termófilo y heliófilo (MARILUIS Y SCHNACK, 1996).

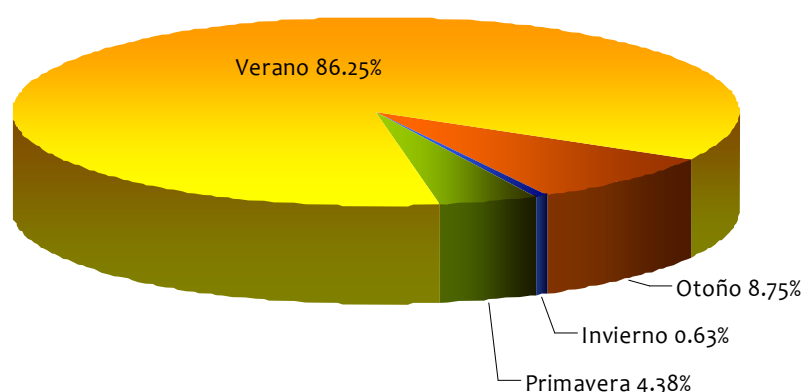


Figura 3.2.2.36. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la subfamilia Polleniinae.

El resto de especies de esta familia aparecieron con una abundancia poco representativa, considerándose la especie *Phormia regina*, con 2 ejemplares, y un único ejemplar capturado de la subfamilia Rhiniinae meramente accidentales (Tabla 3.2.2.4). Sin embargo, estos ejemplares podrían resultar de interés, ya que no habían sido citadas para zonas periurbanas ni boscosas a unos 1500 m en relación a fauna sarcosaprófaga en la Región de Murcia (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2015a; BEGOÑA GAMINDE, 2015).

- Familia Muscidae

Son especies sinantrópicas que crían o colonizan en excrementos, basuras, alcantarillados, abonos, cadáveres de animales e incluso vómitos (SMITH, 1986). Los adultos son predadores de otros insectos, polinófagos, succionadores de sangre y se pueden alimentar de exudados de vertebrados, especialmente de grandes mamíferos (HUCKETT Y VOCKEROTH, 1989) y de plantas en descomposición. Pueden llegar a transmitir enfermedades y frecuentemente son vectores de parásitos (BYRD Y CASTNER, 2010a; FISCHER et al., 2001).

Las larvas también se encuentran en hábitats diversos, como estiércol, vegetación en descomposición, frutas, hongos, en cadáveres de animales en descomposición, en algunos casos, en tejidos vegetales vivos (HUCKETT Y VOCKEROTH, 1989; PETERSON, 1951), otras son parásitas subcutáneas de vertebrados y algunas son exclusivamente coprófagas (GREGOR et al., 2002; KUTTY et al., 2014).

Es una familia distribuida por todo el mundo y sus hábitos sinantrópicos hacen que ciertas especies estén implicadas en casos médico-legales, especialmente en ambientes domésticos (BYRD Y CASTNER, 2010a; SMITH, 1986).

Esta familia ha sido ampliamente citada como entomofauna asociada a cadáveres (AMENDT et al., 2004; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2010, 2012; BONACCI et al., 2010; CAMACHO, 2005; CARVALHO et al., 2004; CENTENO et al., 2002; CHEN et al., 2010; MORETTI et al., 2011; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; PERVEEN Y KHAN, 2013; REMEDIOS et al., 2012; SCHROEDER et al., 2003).

En la Península Ibérica también han sido citada en distintas ocasiones (ARNALDOS et al., 2001, 2004a, 2005; CASTILLO MIRALBÉS, 2001; GARCÍA ROJO, 2004; MARTÍN-VEGA Y BAZ, 2013a, 2013b; MARTÍNEZ et al., 2009; MARTÍNEZ SÁNCHEZ et al., 2005; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b; VELÁSQUEZ et al., 2010).

Los 5798 ejemplares adultos capturados hacen de ella la segunda familia de dípteros más representada en este estudio (Tabla 3.2.2.3), encontrándose principalmente, en otoño y verano (Figura 3.2.2.37).

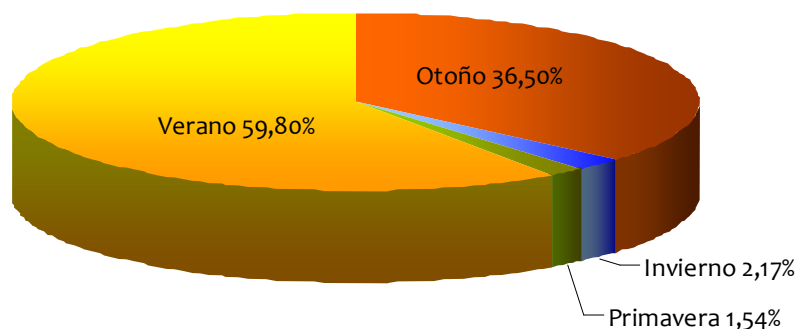


Figura 3.2.2.37. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Muscidae.

En nuestro estudio, la familia Muscidae estuvo representada por las especies *Muscina levida*, *Muscina prolapsa*, *Muscina stabulans* y *Musca domestica*, principalmente, y por los géneros *Hydrotaea* sp. y *Phaonia* sp. (Tabla 3.2.2.6 y Figura 3.2.2.38).

Tabla 3.2.2.6. Abundancia de las especies de la familia Muscidae capturadas durante las cuatro estaciones en ambas trampas.

Especie	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
<i>Hydrotaea</i> sp.	0	2	0	2	0	2	0	17	23
<i>Musca domestica</i>	0	6	0	0	0	1	2	219	228
<i>Muscina levida</i>	18	2050	1	120	1	48	30	2017	4285
<i>Muscina prolapsa</i>	0	9	0	2	1	1	0	79	92
<i>Muscina stabulans</i>	0	3	0	0	1	21	9	1092	1126
<i>Phaonia</i> sp.	0	28	0	1	0	12	0	2	43
Otros Múscidos	0	0	0	0	0	1	0	0	1
AB	18	2098	1	125	3	86	41	3426	5798

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de Caída.

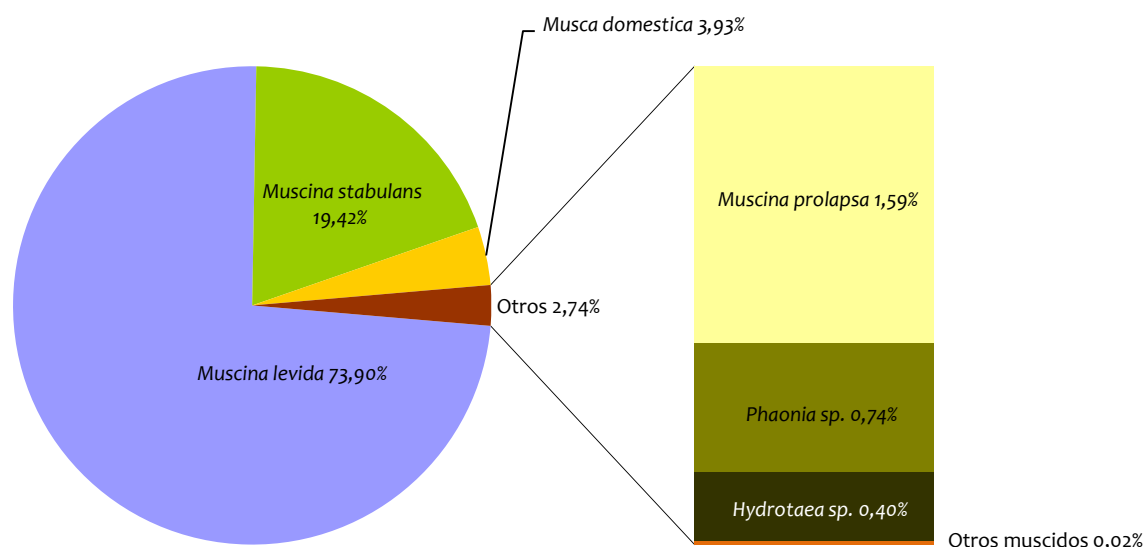


Figura 3.2.2.38. Abundancia relativa de los taxones de la familia Muscidae capturados durante las cuatro estaciones de muestreo en ambas trampas.

La tabla 3.2.2.7 presenta las medias de cada factor analizado con el test de comparaciones múltiples de las principales especies de la familia Muscidae capturadas durante los muestreos, donde se muestra una diferencia estacional para *Muscina levida*, encontrándolas fundamentalmente en las estaciones más cálidas y el resto de taxones en verano.

Por métodos de captura, también se muestran diferencias significativas en la captura por los distintos dispositivos, registrando la trampa Schoenly, para este grupo, prácticamente la totalidad de las capturas (Tabla 3.2.2.7).

Tabla 3.2.2.7. Abundancia media de las especies de la familia Muscidae en relación a los factores y niveles analizados. Para cada especie, letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas con un α de 0.05, en el test de comparaciones múltiples.

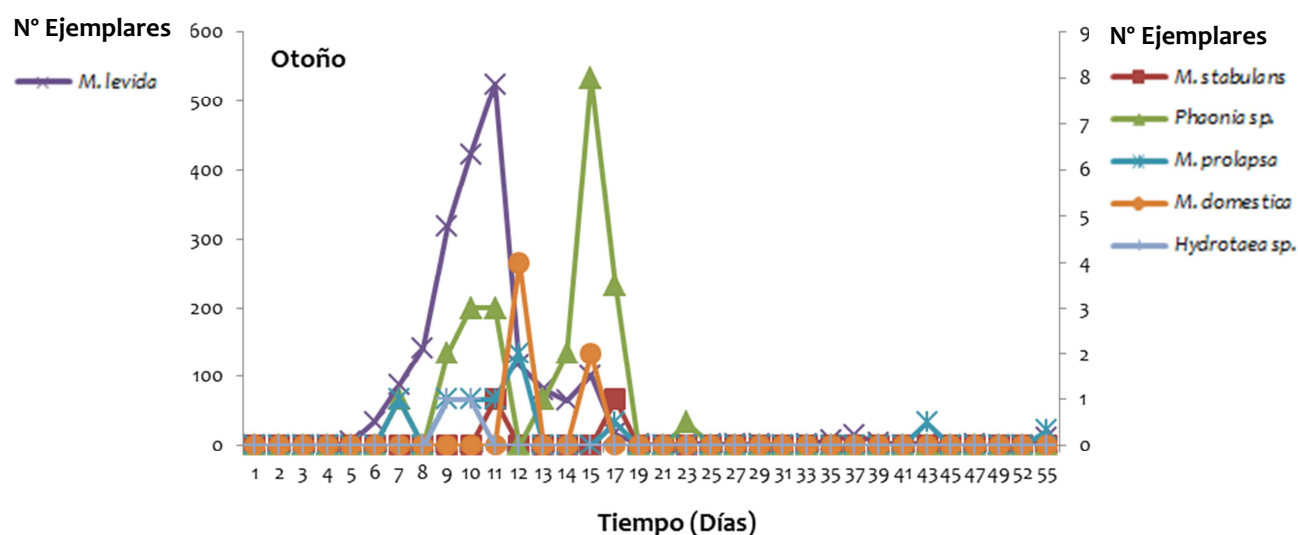
Especie	Estación				Tipo de Trampa	
	Otoño	Invierno	Primavera	Verano	Caída	Schoenly
<i>Hydrotaea sp.</i>	0,02(a)	0,02(a)	0,02(a)	0,13(b)	0(a)	0,09(b)
<i>Musca domestica</i>	0,04(a)	0(a)	0,01(a)	0,53(b)	0,01(a)	0,23(b)
<i>Muscina levida</i>	1,33(a)	0,38(b)	0,31(b)	1,84(a)	0,16(a)	1,68(b)
<i>Muscina prolapsa</i>	0,09(a)	0,02(a)	0,02(a)	0,54(b)	0,01(a)	0,28(b)
<i>Muscina stabulans</i>	0,03(a)	0(a)	0,15(a)	1,36(b)	0,05(a)	0,60(b)
<i>Phaonia sp.</i>	0,17(a)	0,01(b)	0,11(ab)	0,03(b)	0(a)	0,16(b)
Otros Múscidos	0(a)	0(a)	0,01(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)

La comunidad de mscidos estuvo principalmente representada por la especie *Muscina levida*, que fue la primera de esta familia en aparecer en relación con el cadáver en todas las estaciones muestreadas. Su abundancia mostró una fuerte relación con el factor estación ($F=7.093$, $P=0.000137$) (Tabla 3.2.2.7), observándose sus picos poblaciones especialmente en los meses más cálidos otoño y verano, mostrando en primavera e invierno una menor incidencia (Tabla 3.2.2.6 y Figuras 3.2.2.39-42).

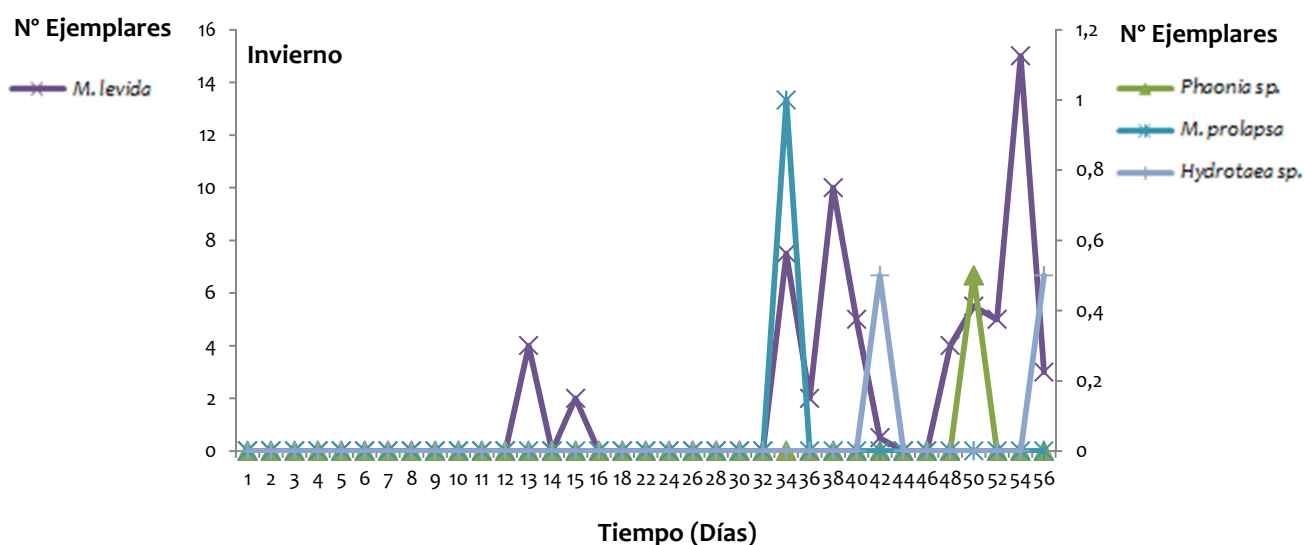
La segunda especie más abundante fue *Muscina stabulans*, cuya frecuencia de captura de esta especie mostró una fuerte relación de esta con la estación del año ($F=15.66$, $P<0.0001$) (Tabla 3.2.2.7). Se observó su pico poblacional en los meses de verano, no registrándose apenas capturas en otoño y primavera y faltando por completo en invierno (Tabla 3.2.2.6 y Figuras 3.2.2.39-42).

El mismo patrón de captura se observó en *Musca domestica* y *Muscina prolapsa*, aunque sus capturas fueron bastante inferiores ($F=8.286$, $P<0.0001$ y $F=19.05$, $P<0.0001$ respectivamente). Ambas especies fueron principalmente dominantes en verano (Figuras 3.2.2.39-42).

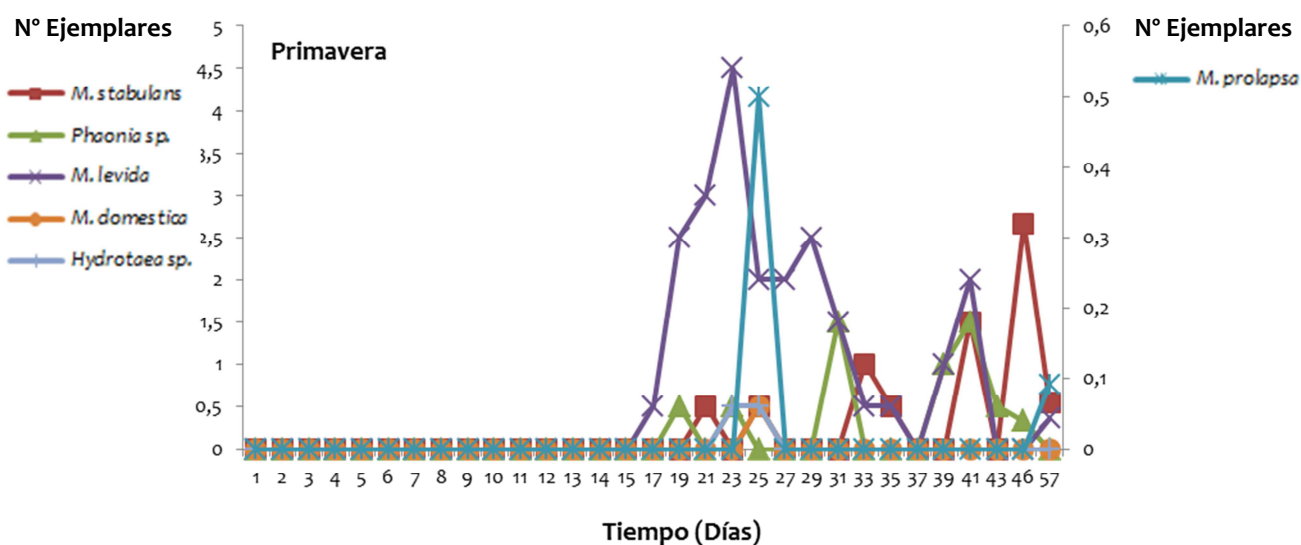
Los géneros *Phaonia* sp. e *Hydrotaea* sp. aparecieron en todas las estaciones muestreadas, si bien no fueron muy abundantes. Sus frecuencias mostraron diferencias estacionales significativas ($F=3.477$, $P=0.0166$ y $F=5.78$, $P=0.0169$, respectivamente) (Tabla 3.2.2.7).



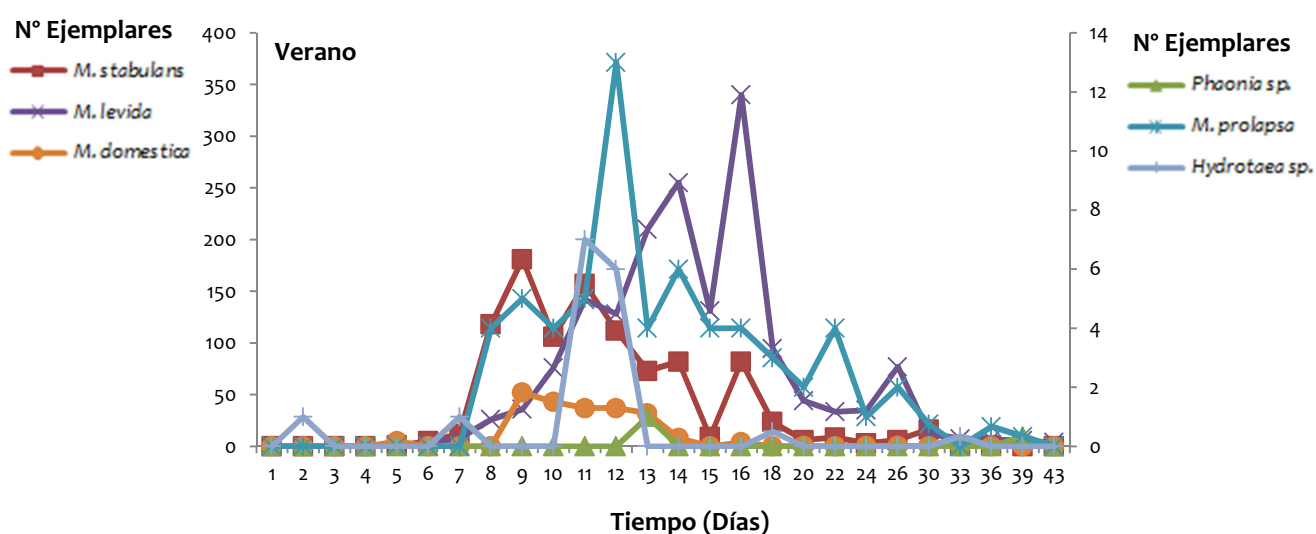
Grafica 3.2.2.39. Abundancia y distribución temporal de las especies de mûscidos más abundantes en otoño en ambas trampas.



Grafica 3.2.2.40. Abundancia y distribución temporal de las especies de mûscidos más abundantes en invierno en ambas trampas.



Grafica 3.2.2.41. Abundancia y distribución temporal de las especies de mûscidos más abundantes en primavera en ambas trampas.



Grafica 3.2.2.42. Abundancia y distribución temporal de las especies de mûscidos más abundantes en verano en ambas trampas.

Se tratan a continuación los taxones más representativos de esta familia, que constituyen algo más del 97 % de sus capturas.

- ***Muscina levida* (Harrys, 1.780)**

Es un mûscido hemisinantrópico de distribución Holártica (GREGOR et al., 2002; JAMES, 1947). Suele preferir ambientes boscosos (GREENBERG, 1971; GREGOR et al., 2002) y, aunque los hábitos del adulto y sus larvas se consideran similares a *Muscina stabularis* (GREGOR et al., 2002; SMITH, 1986; ZUMPT, 1965), normalmente no entra en las casas y, por tanto, no se produce el contacto necesario para causar miasis en el hombre (JAMES, 1947).

En cambio, sí se conocen miasis mortales en aves nidificantes (GREGOR et al., 2002; JAMES, 1947; ZUMPT, 1965).

Las larvas aparecen con frecuencia en hongos pero, generalmente, se presentan en materia orgánica en descomposición (excrementos humanos y animales, moluscos muertos) (GREGOR et al., 2002; SKIDMORE, 1985).

Se la ha citado anteriormente en relación con la fauna sarcosaprófaga (ARNALDOS SANABRIA, 2000; CASTILLO MIRALBÉS, 2001, 2002; BEGOÑA GAMINDE, 2015; JOHNSON, 1975; SMITH, 1986; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b) y en situaciones forenses en Finlandia (NUORTEVA, 1977) y Estados Unidos (GREENBERG, 1998).

Esta especie, según los datos conocidos de su biología, formaría parte del componente necrófago de la comunidad sarcosaprófaga.

Como puede observarse en la Tabla 3.2.2.6 y la Figura 3.2.2.38, *Muscina levida* fue la especie más abundante dentro de la familia, con 4285 ejemplares capturados, mostrando una alta frecuencia de aparición en otoño y verano (Figuras 3.2.2.39 y 3.2.2.42), encontrándose en muy bajo número en invierno y primavera (Figura 3.2.2.43).

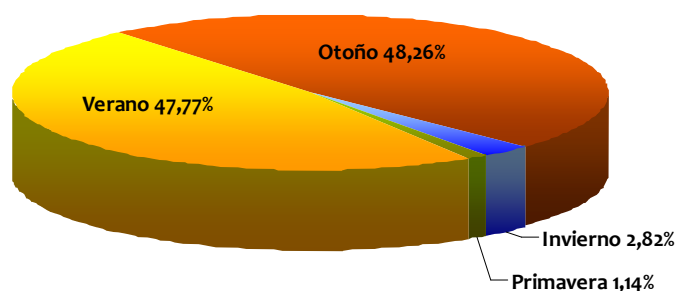


Figura 3.2.2.43. Porcentaje estacional de captura de los adultos de *Mucina levida*.

En otoño se recogieron gran cantidad de ejemplares, apareciendo por primera vez en el quinto día de exposición del cadáver, coincidiendo principalmente con la fase Descomposición y algo menos en la fase Descomposición Avanzada (Figura 3.2.2.44).

En invierno las capturas fueron bajas. La primera captura se obtuvo el día 13, registrándose la mayoría de ejemplares a mediados de la fase Descomposición en adelante, observando aquí un acusado descenso en las capturas (Figura 3.2.2.44) coincidiendo con lluvias y un descenso en las temperaturas (Figura 2.6.2).

En primavera, se recogieron pocas capturas, de forma más o menos continuada, desde finales de la fase Enfisematosa hasta la fase Restos (Figura 3.2.2.44), descendiendo su número coincidiendo con frío y lluvia (Figura 2.6.3).

En verano se registró también gran cantidad de capturas. El grueso de la población comenzó a aparecer a partir de séptimo día de exposición del cadáver, coincidiendo el máximo número de individuos con la fase Descomposición Avanzada y comienzos de la fase Restos, entre los días 14 y 16, descendiendo su número paulatinamente hasta el día 24, cuando se observa un pequeño repunte en el número de capturas. Éstas son debidas, probablemente, a la emergencia de adultos de una segunda generación, ya que en días previos la actividad de dípteros en el interior de la trampa fue muy baja (Figura 3.2.2.44).

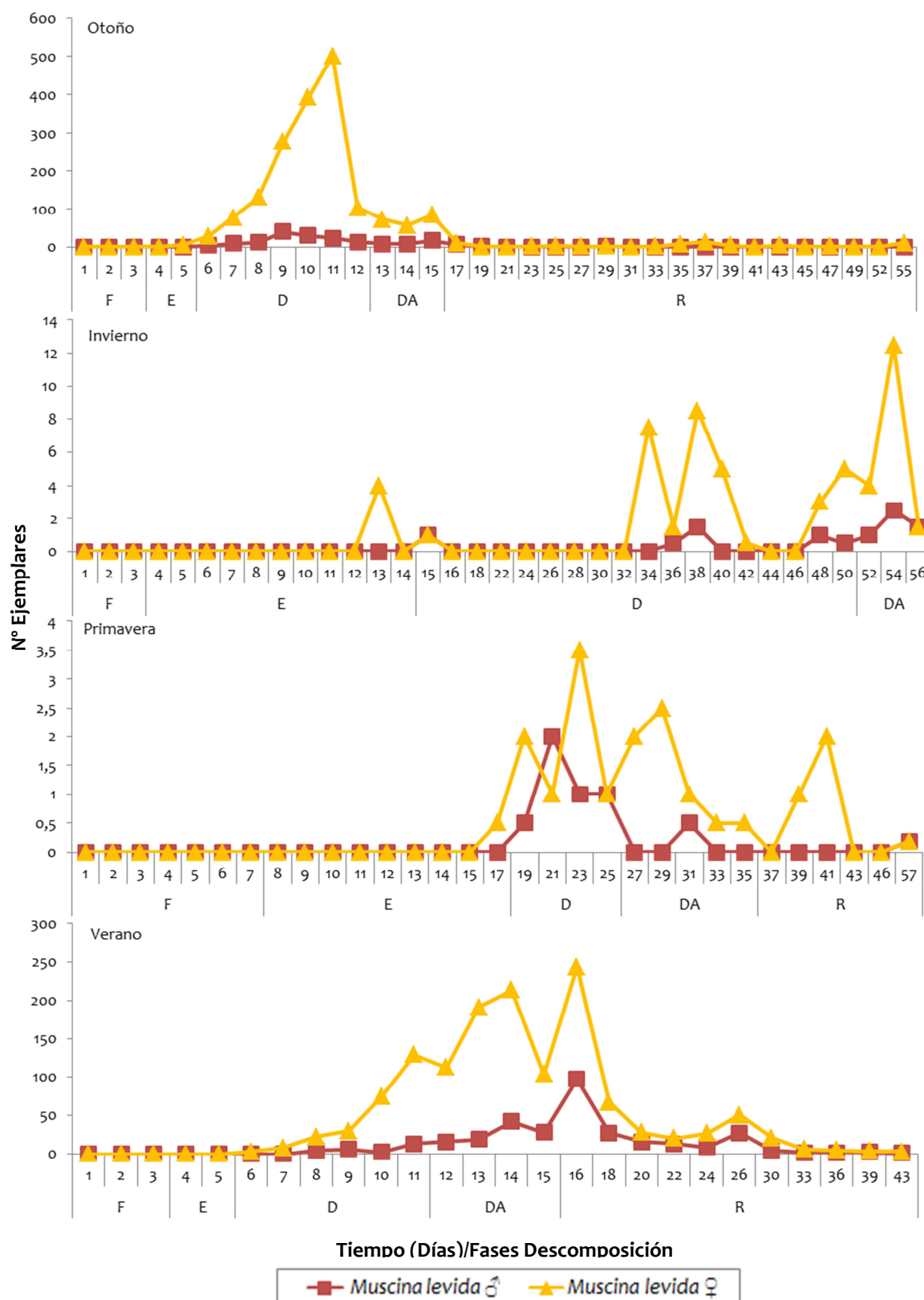


Figura 3.2.2.44. Dinámica poblacional de *Muscina levida* en todas las estaciones de muestreo (♂: machos, ♀: hembras) en las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

- ***Muscina stabulans* Fallén, 1.817**

Denominada “mosca de los establos”, es un miembro muy importante de la antropobiocenosis, particularmente en el campo (GREENBERG, 1971) y especialmente en zonas abiertas, alrededor de establos, gallineros o donde exista materia orgánica en descomposición (SMITH, 1986). También es frecuente encontrarla en el interior de las casas. Los adultos pueden ovopositar en los alimentos y, de esta forma, es probable que el hombre pueda ser parasitado (JAMES, 1947). En la actualidad su distribución se considera cosmopolita (GREGOR et al., 2002; SMITH, 1986).

Las larvas se encuentran en un amplio rango de medios, como hongos en descomposición, frutas, huevos rotos, excrementos y cadáveres de animales. Son sarcosaprófagas en sus primeros estadios larvarios y llegan a ser predadoras en estadios posteriores (SMITH, 1986). En nidos de aves pueden atacar a los polluelos, causando su muerte, y también se han encontrado sus larvas en insectos muertos (SMITH, 1986). Hay referencias de casos de miasis traumáticas en animales y en el hombre (ZUMPT, 1965).

Cada hembra produce de 140 a 200 huevos, que esparce sobre el sustrato alimenticio (SMITH, 1986). El tercer estadio es carnívoro (JAMES, 1947; ZUMPT, 1965).

Se conocen datos sobre su ciclo biológico (KRZYWINSKI, 1993; MASCARINI Y PIRES DO PRADO, 2002), por lo que puede ser tenida en cuenta para la estimación de IPM.

Especie citada ampliamente en relación con la fauna sarcosaprófaga (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2004a, 2005; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005, 2010, 2012; BONACCI et al., 2010; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; MARTÍN VEGA Y BAZ, 2013a; ORDÓÑEZ et al., 2008; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b), ha sido encontrada incluso en exhumaciones de cadáveres de cementerios (GAUDRY et al., 2007; GUNN Y BIRD, 2011; MÉGNIN, 1894). Se la ha encontrado implicada en situaciones forenses en Argentina (OLIVA, 1997), Finlandia (NUORTEVA, 1974) y Alemania (BENECKE, 1998).

En nuestro trabajo se recogieron 1126 ejemplares (Tabla 3.2.2.6). *Muscina stabulans* fue la segunda especie más abundante de la familia Muscidae (Figura 3.2.2.38), estando presente fundamentalmente en de verano (Figura 3.2.2.45).

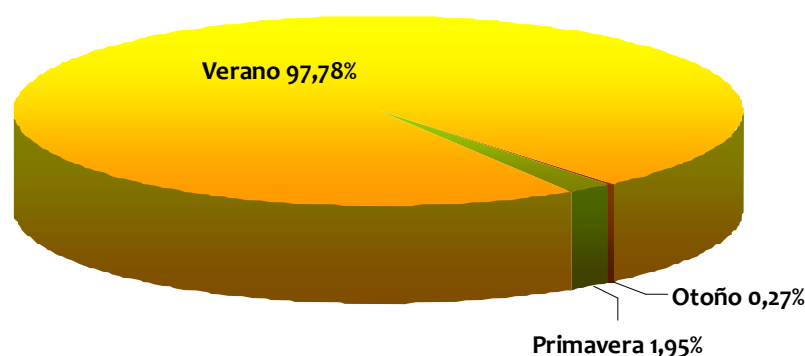


Figura 3.2.2.45. Porcentaje estacional de captura de los adultos de *Muscina stabulans*.

En otoño se recogió esta especie en muy bajo número, únicamente 3 ejemplares, al final de las fase Descomposición y Descomposición Avanzada, y en invierno estuvo completamente ausente (Tabla 3.2.2.6 y Figura 3.2.2.45).

En primavera fue capturada en bajo número y a partir del día 21 de la exposición del cadáver, en la fase Descomposición.

En verano se empezó a capturar a partir del sexto día de exposición del cadáver, coincidiendo con la fase Descomposición, cuando alcanzó su máximo. Se mantuvo presente hasta la fase Restos, aunque con menor abundancia (Figuras 2.6.3 y 3.2.2.46).

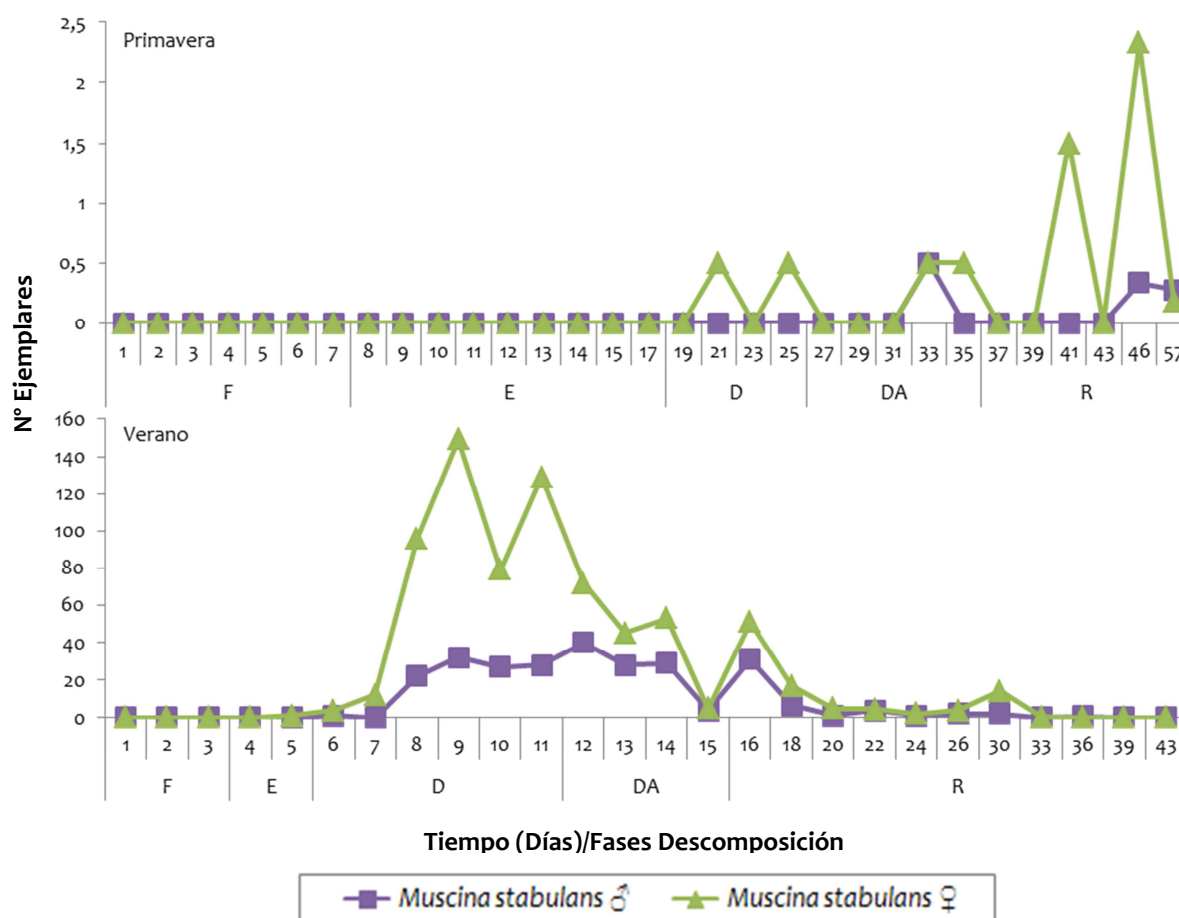


Figura 3.2.2.46. Dinámica poblacional de *Muscina stabulans* en primavera y verano (♂: machos, ♀: hembras) en las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

En nuestro estudio, en un medio natural boscoso, se comportó como una especie secundaria, al igual que ocurrió en BEGOÑA GAMINDE (2015), aunque en un medio periurbano de la misma área geográfica se comportó como especie primaria (ARNALDOS et al., 2004a).

Esta especie pertenece a los componentes necrófago y necrófilo de la comunidad sarcosaprófaga, dependiendo del estadio de desarrollo en el que se encuentre (ARNALDOS SANABRIA, 2000).

• *Musca domestica* Linnaeus, 1.758

Es una especie cosmopolita, sinantrópica y doméstica, estando sus poblaciones adaptadas tróficamente al hombre y sus desperdicios (GREENBERG, 1971; GREGOR et al., 2002; SKIDMORE, 1985).

Cría en la materia orgánica en descomposición y en fermentación con suficiente humedad (BARNARD et al., 1998; JAMES, 1947; MARSHALL, 2012; PAPP, 2007; SÉGUY, 1951; SMITH, 1986; ZUMPT, 1965). Las larvas pueden desarrollarse hasta adulto únicamente en orina humana (CHAPMAN, 1944) y, según ZUMPT (1965), no se suelen encontrar en cadáveres de animales, aunque los adultos sí son atraídos por la carne en putrefacción, encontrándose en situaciones forenses en Hawái (GOFF, 1991) y Canadá (ANDERSON, 1995). SMITH (1986) considera rara su ovoposición en cuerpos frescos y su significación en medicina orense aumenta cuando los excrementos están presentes o los contenidos intestinales expuestos.

Es un importante transmisor mecánico de varios organismos patógenos en el hombre y animales domésticos (GREENBERG, 1971; GREGOR et al., 2002). Su significación como agente de miasis es relativamente escasa pero, en ciertas condiciones, puede producir miasis traumáticas, rectales y urogenitales (JAMES, 1947; ZUMPT, 1965).

Ha sido repetidamente citada en relación con la fauna sarcosaprófaga (ANTON et al., 2011; ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2001, 2004a, 2005; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005, 2010, 2012; BONACCI et al., 2010; CARVALHO et al., 2004; CASTILLO MIRALBÉS, 2000, 2001, 2002; CENTENO et al., 2002; CHEN et al., 2010; GARCÍA ROJO, 2004; MARTÍN VEGA Y BAZ, 2013a; MARTÍNEZ et al., 2009; MARTÍNEZ SÁNCHEZ et al., 2005; ORDÓÑEZ et al., 2008; PÉREZ BOTE et al., 2012; PERVEEN Y KHAN, 2013; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b; VELÁSQUEZ et al., 2010) generalmente durante los estadios iniciales e intermedios de la descomposición del cadáver. JUDD (1956) las recogió mayoritariamente en las trampas cercanas a montones de estiércol, establos y restos animales.

En nuestro trabajo, de esta especie se capturaron tan sólo 228 ejemplares (Tabla 3.2.2.6), casi exclusivamente en verano (Figura 3.2.2.47), representando casi el 4 % de los múscidos (Figura 3.2.2.38). En otoño fue escasa, apareciendo durante las fases Descomposición y Descomposición Avanzada. En primavera tan sólo se recogió un individuo y en invierno estuvo completamente ausente.

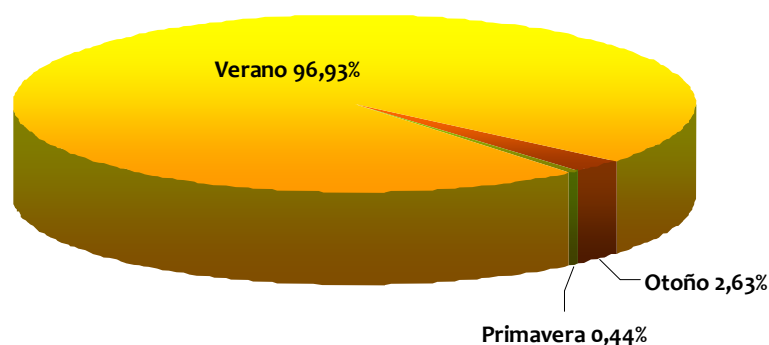


Figura 3.2.2.47. Porcentaje estacional de captura de los adultos de *Musca domestica*.

En verano el grueso de la población comenzó a aparecer desde el quinto día de exposición del cadáver, coincidiendo el máximo número de individuos con la fase Descomposición, sobre el noveno día. Al final de la fase Descomposición Avanzada su abundancia descendió bruscamente hasta terminar desapareciendo sobre el día 30 de exposición (Figura 3.2.2.48).

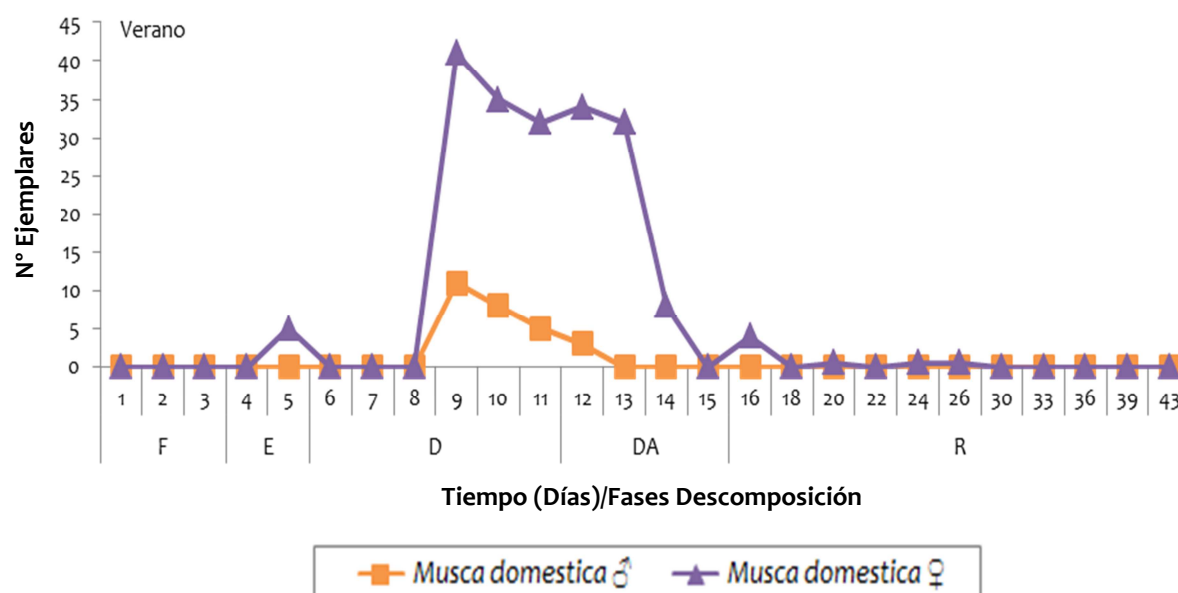


Figura 3.2.2.48. Dinámica poblacional de *Musca domestica* en verano (♂: machos, ♀: hembras) en las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Estos resultados concuerdan con los obtenidos por BEGOÑA GAMINDE (2015), en un medio natural de la misma zona de estudio, y con los obtenidos en Madrid (MARTÍN VEGA Y BAZ, 2013a) y Lisboa (PRADO E CASTRO et al., 2012b), donde esta especie sólo se capturó en otoño y verano. Sin embargo, en las zonas periurbanas se captura a lo largo de todo el año (ARNALDOS et al., 2001).

Otras familias del suborden Brachycera

La tabla 3.2.2.8 representa la abundancia media, en relación a los factores y niveles analizados con el test de comparaciones múltiples, de las restantes familias de dípteros braquíceros que van a ser consideradas en este estudio. En ella vemos las diferencias estacionales de estas familias, encontrándolas principalmente en verano, salvo la familia Sphaeroceridae, que tiene una distribución bastante homogénea a lo largo del año, siendo menos abundante en verano.

Por métodos de captura, también se muestran diferencias significativas en la captura por los distintos dispositivos, registrando la Trampa Schoenly prácticamente la totalidad de las capturas para las familias Fanniidae, Phoridae y Sarcophagidae. La familia

Sphaeroceridae no mostró diferencias significativas en cuanto a dispositivo de captura (Tabla 3.2.2.8).

Tabla 3.2.2.8. Abundancia media de las familias en relación a los factores y niveles analizados. Para cada familia, letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas con un α de 0.05, en el test de comparaciones múltiples.

Familias	Estación				Tipo de Trampa	
	Otoño	Invierno	Primavera	Verano	Caída	Schoenly
Fanniidae	0,70(a)	0,10(a)	0,89(a)	1,51(b)	0,18(a)	1,31(b)
Phoridae	1,01(a)	0,39(b)	0,78(ab)	1,49(c)	0,57(a)	1,19(b)
Sarcophagidae	0,44(a)	0,02(a)	0,18(a)	1,32(b)	0,09(a)	0,79(b)
Sphaeroceridae	0,65(ab)	0,68(a)	0,68(a)	0,55(b)	0,45(a)	0,83(a)

- Familia Fanniidae

Los fánidos son especies generalmente de hábitats boscosos y raramente prefieren hábitats abiertos o marismas. No se conocen especies que piquen o succionen sangre, pero algunas especies se desarrollan en asociación muy cercana al hombre y sus productos de desecho, adquiriendo importancia médico-sanitaria (ROZKOSNÝ et al., 1997; ESPINDOLA Y COURI, 2004).

La mayoría de las especies se encuentran en la región Holártica, en menor número en la Neotropical (CARVALHO et al. 2003; DOMÍNGUEZ Y ABALLAY, 2008; DURANGO Y RAMÍREZ-MORA, 2013; PONT Y VIKHREV, 2009; WENDT, 2010; WENDT Y CARVALHO, 2007), y algunas son endémicas de las regiones Etiópica y Australasia (SMITH, 1986; ZUMPT, 1965). Sin embargo, han seguido al hombre a otras zonas diferentes de su distribución original, considerando en este caso su distribución cosmopolita y muy desarrollada en las zonas templadas de ambos hemisferios (PONT, 1997).

Las larvas se desarrollan en materia orgánica animal y vegetal y en sustancias en avanzado estado de descomposición como cadáveres, excrementos, comidas fermentadas y materiales de desecho acumulados en nidos de aves e insectos sociales. Son parásitos accidentales, aunque existen numerosos casos de miasis humanas del digestivo y el tracto urinario (GUIMARAES et al., 1983; JAMES, 1947; PONT, 1997; ZUMPT, 1965).

Existen numerosas citas que relacionan esta familia con la comunidad sarcosaprófaga (ABALLAY et al., 2008, 2012a; AL-MESBAH et al., 2013; AMENDT et al., 2004; BATTÁN HORESTEIN et al., 2010, 2012; BONACCI et al., 2010; BYRD Y CASTNER, 2010a; CAMACHO, 2005; CENTENO et al., 2002; FISCHER et al., 2001; MAGAÑA et al., 2006; MATUSZEWSKI et al., 2008, 2010; MORETTI et al., 2011; MOURA et al., 2005; SHARANOWSKI et al., 2008; VASCONCELOS et al., 2013; VITTA et al., 2007), y en la Península Ibérica ha sido citada en numerosos estudios sobre fauna sarcosaprófaga (ARNALDOS et al., 2001, 2004a; GARCÍA-ROJO, 2004; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; MARTÍNEZ-SÁNCHEZ et al., 2005; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b) y en relación con cadáveres humanos (ARNALDOS et al., 2014; VELÁSQUEZ et al., 2010).

En nuestro estudio se recogieron 2704 ejemplares, encontrándolas en todas las estaciones de muestreo, igual que en ARNALDOS SANABRIA (2000), pero su trabajo registró las mayores capturas en otoño. TANTAWI et al., (1996), sólo las encuentra en los muestreos realizados en otoño e invierno. Sin embargo, este trabajo mostró diferencias significativas en su frecuencia de captura ($F= 8.899$, $P< 0.0001$) (Tabla 3.2.2.8), registrando las mayores capturas en verano coincidiendo con las fases Descomposición y Restos (Tabla 3.2.2.3 y Figuras 3.2.2.49 y 3.2.2.50).

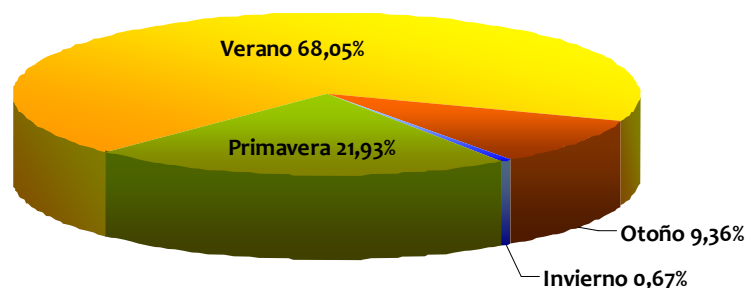


Figura 3.2.2.49. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Fanniidae.

ARNALDOS SANABRIA (2000) encontró fánnidos a partir del primer día de exposición en primavera en un ambiente periurbano. En trabajos anteriores se han recogido fánnidos a partir del segundo (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996) o cuarto día de la exposición del cadáver (RICHARDS Y GOFF, 1997) e, incluso, en estadios más avanzados de la descomposición en las estaciones frías (TANTAWI et al., 1996).

En nuestro trabajo aparecieron fánnidos coincidiendo con el primer día de la fase Descomposición en otoño y verano. En invierno su aparición se retrasó (Figura 3.2.2.50). Su abundancia descendió drásticamente en todas las estaciones al final de la fase Descomposición Avanzada, salvo en primavera, probablemente debido a que el cadáver se rehidrató a causa de las lluvias caídas al final de esta fase (Figura 2.6.3).

De lo anterior podríamos apuntar que esta familia presenta cierta preferencia por las estaciones cálidas en ambientes naturales, lo que concuerda con los datos de BEGOÑA GAMINDE (2015) para la misma región e incluso para datos conocidos de otras regiones (p.e. BYRD Y CASTNER, 2010). Sin embargo, ARNALDOS SANABRIA (2000), la encontró durante todo el año, principalmente en otoño, en un medio periurbano de la Región de Murcia, PRADO E CASTRO (2011) la capturó en mayor abundancia en primavera y ABALLAY et al. (2012b) consideran una especie de Fanniidae como una buena indicadora de IPM pero durante el invierno.

Los fánnidos han aparecido como miembros destacados de la comunidad sarcosaprófaga y del componente necrófago de la comunidad (ARNALDOS SANABRIA, 2000).

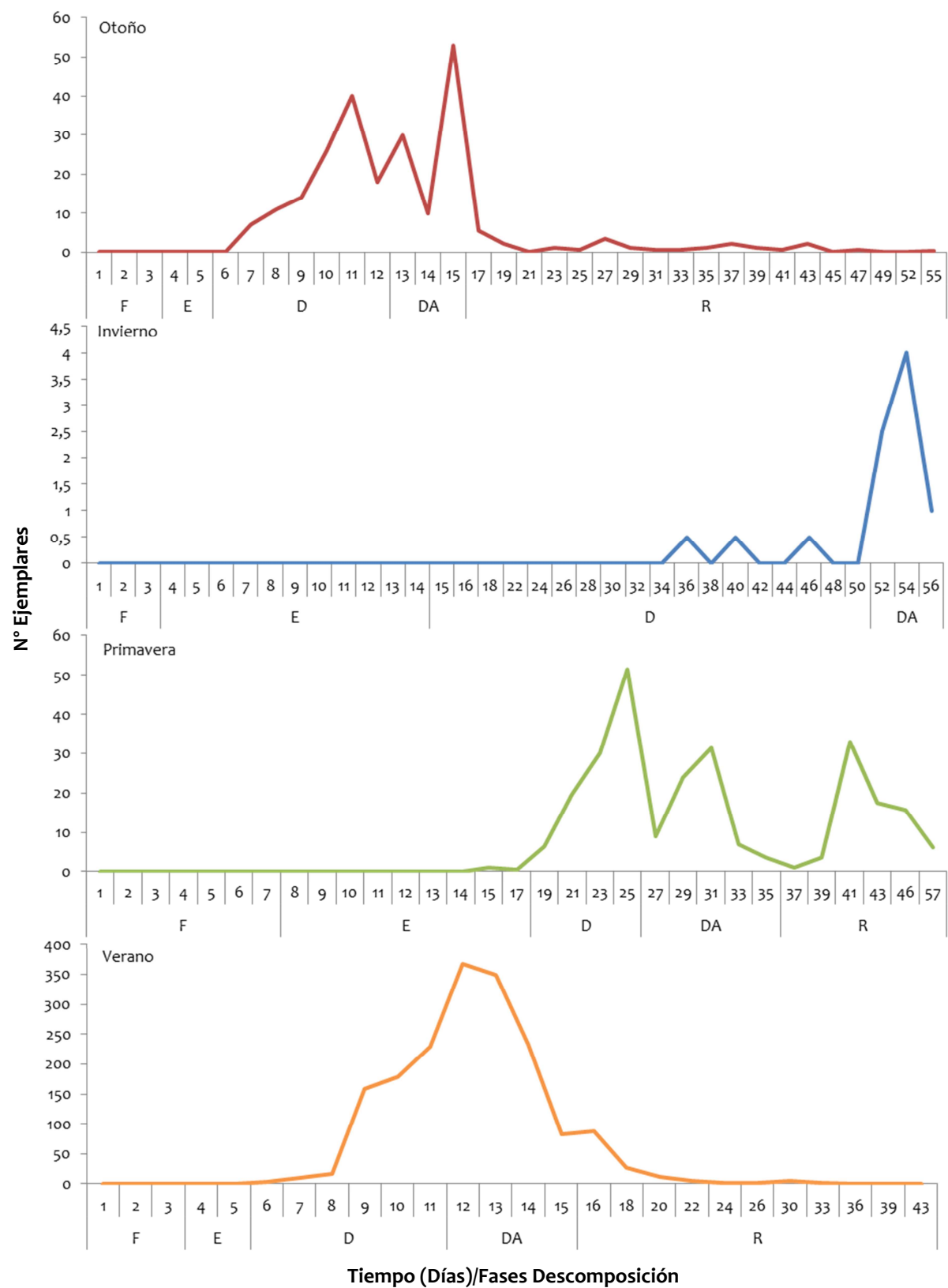


Figura 3.2.2.50. Dinámica poblacional de la familia Fanniidae en todas las estaciones de muestreo y para las diferentes fases del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

- Familia Sphaeroceridae

Los esfrocéridos normalmente están asociados con todo tipo de materia orgánica en descomposición, incluyendo estiércol, moluscos, cadáveres, hongos, algas, madrigueras de mamíferos, cuevas y pequeños depósitos de vegetación muerta (CARLES-TOLRÁ, 2001; DEEMING Y KNUTSON, 1996; MARSHALL Y RICHARDS, 1987; MENDES Y LINHARES, 2002; PAPP, 2002; SMITH, 1986).

A pesar de que son insectos muy abundantes y ubiquistas, no parecen tener una gran importancia sanitaria o agrícola. Muchas especies son sinantrópicas y pueden llegar a ser muy molestas en lugares cerrados (MARSHALL Y RICHARDS, 1987). Así, se presenta como una familia saprófaga, de gran interés ecológico, ya que se encarga de reciclar materia orgánica en descomposición de origen vegetal o animal, actuando como componente necrófago de la comunidad (ARNALDOS SANABRIA, 2000). Sin embargo, su presencia en relación con cadáveres la convierte en un elemento de potencial interés en la práctica forense. De hecho, se ha citado recientemente la especie *Telomerina flavipes* Meigen, 1830 por primera vez en un caso forense en Murcia (ARNALDOS et al., 2014).

Los esfrocéridos son competitivamente inferiores a las larvas de califóridos y normalmente aparecen en bajo número, sin embargo, juegan un papel muy importante en la descomposición de cadáveres inaccesibles a los dípteros de mayor tamaño, como sucede en casos de enterramientos o considerados no favorables, como los invertebrados (BUCK, 1997; PETERSSON Y SIVINSKI, 2003).

Existen numerosos registros en relación con la comunidad sarcosaprófaga (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ANTON et al., 2011; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2010, 2012; CAMACHO, 2005; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996), incluida la Península Ibérica (ARNALDOS et al., 2004a; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CARLES-TOLRÁ et al., 2012, 2014; CARLES-TOLRÁ Y PRADO E CASTRO, 2011; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; GARCÍA ROJO, 2004; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b).

En nuestro trabajo se capturaron 1300 ejemplares adultos (Tabla 3.2.2.3), que, si bien estuvieron presentes en los cuatro experimentos, apenas se observaron diferencias estacionales ($F= 2.429$, $P= 0.0659$) en la frecuencia de captura (Tabla 3.2.2.8), a pesar de ser más abundantes en invierno (Figura 3.2.2.51). Tampoco se observaron diferencias significativas en cuanto al tipo de dispositivo de captura empleado ($F= 1.228$, $F= 0.269$), siendo éste el único grupo de dípteros, de los considerados, donde se dio. Esto puede ser debido a la búsqueda de humedad de este grupo (PAPP Y PLACHTER, 1976).

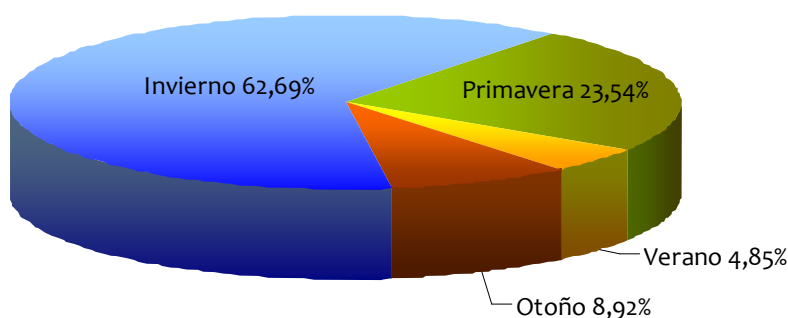


Figura 3.2.2.51. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Sphaeroceridae.

Invierno y primavera fueron las estaciones donde se registraron mayores capturas (Tabla 3.2.2.3 y Figuras 3.2.2.51 y 3.2.2.52).

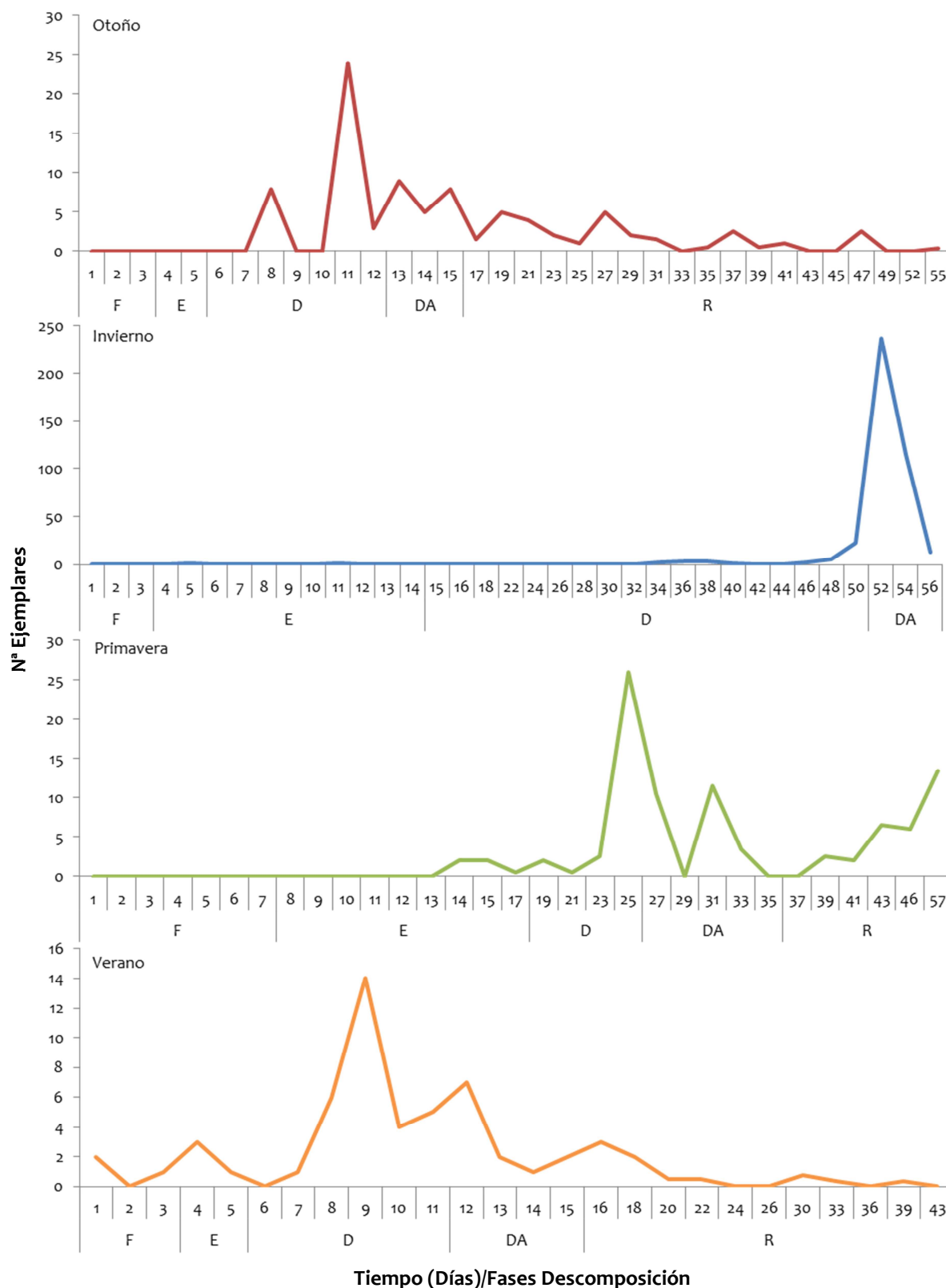


Figura 3.2.2.52. Dinámica poblacional de la familia Sphaeroceridae en todas las estaciones de muestreo y para las diferentes fases del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

En invierno, comenzaron a aparecer tarde, sobre el día 34, a mediados de la fase Descomposición, alcanzándose el máximo de captura en la fase Descomposición Avanzada.

En primavera aparecieron también al finalizar la fase Descomposición para desaparecer poco después y alcanzar su máximo al finalizar los muestreos en la fase Restos, seguramente consecuencia de la rehidratación del cadáver por la lluvia (Figura 2.6.3).

TANTAWI et al. (1996) los recogió únicamente en invierno. BEGOÑA GAMINDE (2015) considera que esta familia, por su patrón de aparición estacional podría tener utilidad como indicadora estacional en este tipo de ambientes, ya que en otras áreas de la Península, se ha encontrado a lo largo de todo el año (PRADO E CASTRO et al., 2012b) o prácticamente (ARNALDOS SANABRIA, 2000; CASTILLO MIRALBÉS, 2002).

En otoño y verano se recogieron pocos ejemplares, sin embargo, estuvieron presentes en todas las fases de la descomposición del cadáver, distribuidos de forma muy similar en ambas estaciones, apareciendo en verano desde el primer día de exposición del cadáver (Figura 3.2.2.52).

- Familia Phoridae

Los fóridos son moscas normalmente muy activas que se encuentran en lugares húmedos, sobre o cerca de toda clase de materia animal o vegetal en descomposición. También se han encontrado sobre flores, hongos, nidos de insectos sociales y cuevas (PETERSON, 1987). Hacen puestas sobre insectos tanto vivos como muertos (FERNÁNDEZ, 1949).

Los hábitos larvarios son diversos, la mayoría son saprófagos pero otros son parásitos internos de diversos insectos, arañas, milpiés y, en otros casos, comensales de hormigas y termitas (BYRD Y CASTNER, 2010a; DISNEY, 1998; HEARD, 1998; MONGIARDINO KOCH et al., 2013; PETERSON, 1987; SÉGUY, 1951) y, en algunos casos, pueden mostrar un alto grado de especialización (PETERSON, 1987; ZUMPT, 1965).

ARNALDOS SANABRIA (2000) considera a los fóridos pertenecientes al componente necrófago de la comunidad sarcosaprófaga.

Juegan un importante papel dentro de la fauna sarcosaprófaga, en especial en cadáveres enterrados (ANDERSON 2010; CAMPOBASSO et al., 2004; MÉGNIN, 1894; MOTTER, 1898; OLIVA, 2007; PAYNE et al., 1968; SCHROEDER et al., 2003; SMITH, 1986), puesto que son capaces de poner huevos en la superficie del suelo y las larvas recién eclosionadas acceden a los cadáveres enterrados moviéndose por los intersticios. Otros autores (SMITH, 1986) por el contrario, indican que es el adulto el que tiene la capacidad de introducirse en el suelo y moverse entre sus grietas y fisuras para acceder al cadáver y oviponer.

En el ámbito forense, se han encontrado en ocasiones en cadáveres humanos en viviendas (KUMARA et al., 2012; TURCHETTO et al., 2001). Según CAMPOBASSO et al. (2004) y GREENBERG Y WELLS (1998), estas moscas podrían tener un papel forense secundario, pero en algunos casos han sido citados como única evidencia entomológica en diferentes situaciones, cuando el cadáver es inaccesible a otros insectos (OLIVA, 2004). MANLOVE Y DISNEY (2008) refieren casos forenses en que los fóridos resultaron indicadores del intervalo postmortem.

Esta familia ha sido ampliamente citada en relación con la fauna sarcosaprófaga en diversos países: Brasil (COSTA OLIVEIRA Y DIAS VASCONCELOS, 2010; MORETTI et al., 2011), EEUU (PASTULA Y MERRITT, 2013), Argentina (BATTÁN HORENSTEIN et al., 2010, 2012; CENTENO et al., 2002), Alemania (ANTON et al., 2011), Francia (BOUREL et al., 1999), Colombia (CAMACHO, 2005; ORDÓÑEZ et al., 2008; SEGURA et al., 2009), Cuba (NARANJO LÓPEZ et al., 2009), Kuwait (AL-MESBAH et al., 2012), Egipto (TANTAWI et al., 1996), China (WANG et al., 2008), etc., y en la Península Ibérica, en relación con restos humanos (ARNALDOS et al., 2005, GARCÍA ROJO et al., 2009; VELÁSQUEZ et al., 2010) y con fauna sarcosaprófaga (CASTILLO MIRALBÉS, 2001; GARCÍA ROJO, 2004; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b).

En nuestro estudio se han recogido un total de 854 ejemplares, en todas las épocas de muestreo (Tabla 3.2.2.3 y Figuras 3.2.2.53 y 3.2.2.54). La máxima abundancia se registró en verano ($F= 9,311$, $P<0.0001$) y, en invierno, su presencia se redujo notablemente (Tabla 3.2.2.8 y Figura 3.2.2.53).

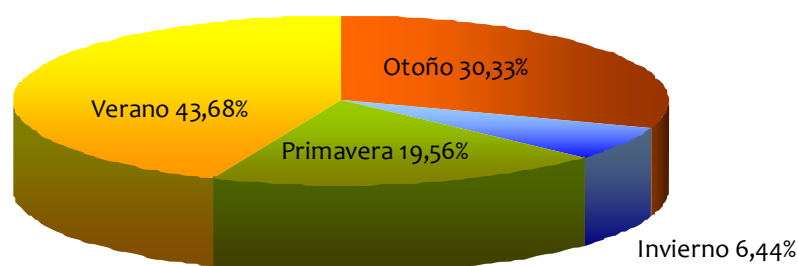


Figura 3.2.2.53. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Phoridae.

En otoño comenzaron a aparecer fóridos desde el quinto día de exposición del cadáver. En invierno, aparecieron a partir del sexto día de muestreo, no encontrándose los ejemplares de forma tan constante como en otoño. En primavera aparecieron muy retrasados en el tiempo y en todas las estaciones comenzó a registrarse su presencia coincidiendo con la fase Enfisematosa salvo en verano, donde se capturaron desde el primer día de muestreo, en la fase Fresco (Figura 3.2.2.54). En todos los casos se alcanzaron los máximos en el número de ejemplares coincidiendo con las fases Descomposición Avanzada o Restos.

TANTAWI et al., (1996) los recogieron únicamente en invierno y los consideraron los dípteros adultos predominantes del estadio de descomposición una vez desaparecidos los califóridos y sarcófágidos. ANTON et al. (2011) también consideraron esta familia como indicador del invierno. En nuestro trabajo, sin embargo, se encontraron en todas las estaciones, como en los trabajos de ARNALDOS et al. (2004a) y PRADO E CASTRO et al. (2011b) y, en algún caso, llegaron a ser simultáneos con los califóridos y sarcófágidos, al igual que los datos obtenidos por BEGOÑA GAMINDE (2015). Así pues, su presencia puede resultar relevante en aplicación forense para la estimación del IPM, particularmente en invierno cuando resultan menos abundantes.

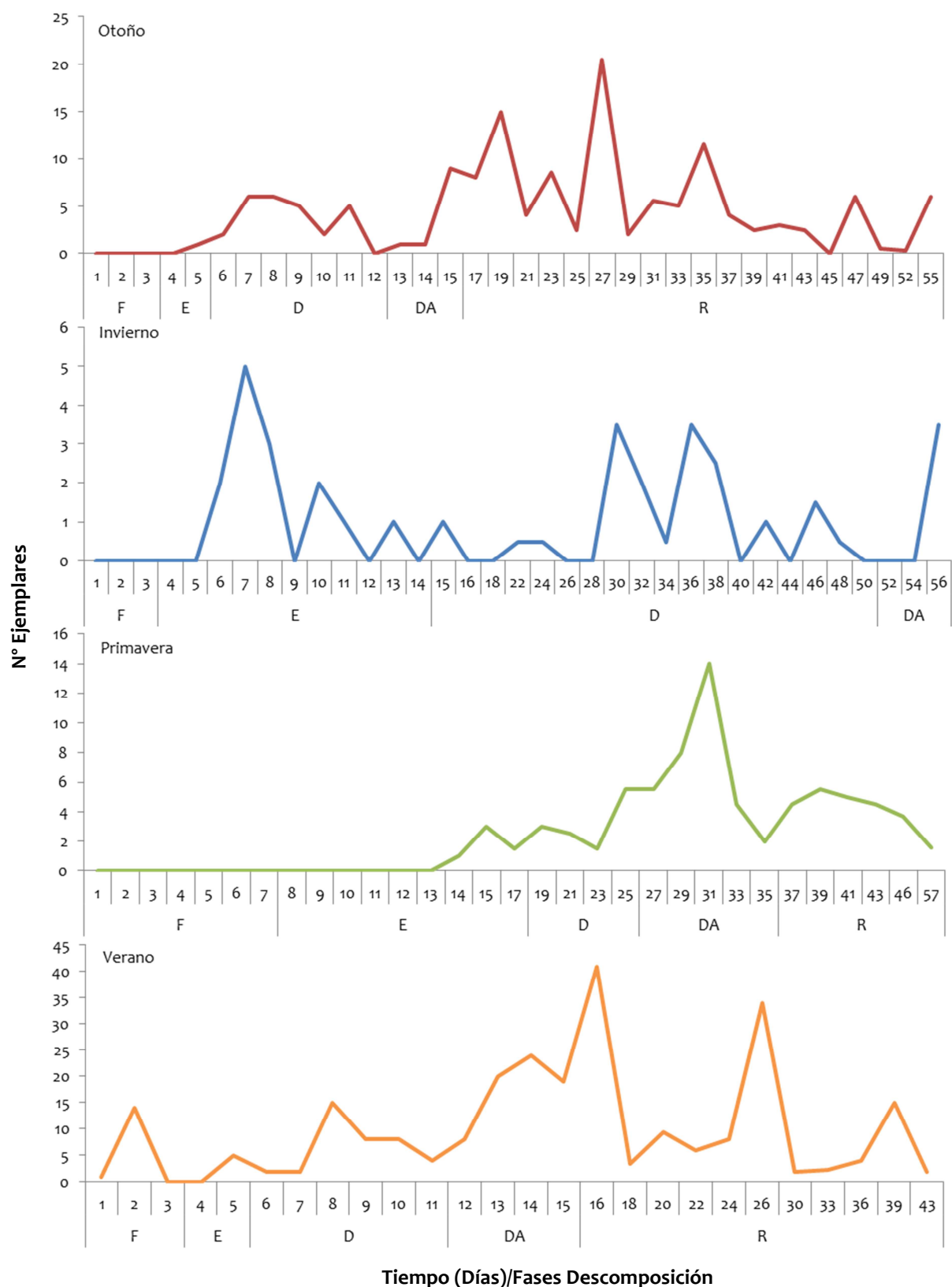


Figura 3.2.2.54. Dinámica poblacional de la familia Phoridae en todas las estaciones de muestreo y para las diferentes fases del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

- Familia Sarcophagidae

Denominadas vulgarmente “moscas ajedrezadas” ya que presentan, generalmente, el abdomen formando un dibujo simulando un mosaico. Constituyen una gran familia de dípteros, con alrededor de 2600 especies distribuidas por todo el mundo, aunque la mayoría de las especies se encuentran en zonas tropicales o templadas, por lo que su número decrece con la latitud; existen algunas especies del área Subártica pero ninguna verdaderamente Ártica (PAPE, 1996).

Los adultos presentan hábitos muy diversos, desde parásitos o parasitoides a carroñeros e incluso predadores (PAPE, 1997). Los sarcófágidos son vivíparos u ovovivíparos (PAPE, 1998; SHEWELL, 1987b). Las hembras incuban en el interior del útero los huevos y los depositan con larvas de primer estadio maduras y preparadas para eclosionar o larvas de primer estadio recién eclosionadas o, incluso, larvas de segundo estadio que han sido alimentadas por glándulas accesorias de la madre. La hembra suele disponer las larvas individualmente en lugares diferentes. Esta estrategia reproductora reduce la fecundidad (PAPE, 1998).

Las larvas son sarcosaprófagas, también son parásitas de invertebrados (GUIMARAES et al., 1983; PETERSON, 1951; SHEWELL, 1987b) y vertebrados. Muchas especies pueden producir miasis en animales y humanos (ALI-KHAN Y ALI-KHAN, 1974; GOFF et al., 2010; ZUMP, 1965).

Según distintos autores, los Sarcófágidos pertenecen al componente necrófago de la comunidad sarcosaprófaga (ARNALDOS SANABRIA, 2000; BEGOÑA GAMINDE, 2015; POVOLNY Y VERVES, 1997; PRADO E CASTRO et al., 2010a; SMITH, 1986).

En relación con cadáveres pueden aparecer tanto en etapas tempranas como avanzadas (BYRD Y CASTNER, 2010a). Suelen llegar a un cadáver junto con califóridos o un poco retrasados, siendo una familia característica de los estadios iniciales de la descomposición del cadáver en climas templados y regiones tropicales (EARLY Y GOFF, 1986; PAYNE, 1965), mientras que suelen ser especies secundarias en regiones frías (FULLER, 1934; RODRIGUEZ Y BASS, 1983).

Esta familia ha sido citada en numerosos estudios estacionales relacionados con fauna sarcosaprófaga (AMAT et al., 2013; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2010, 2012; BONACCI et al., 2010; CHARABIDZE et al., 2012; MORETTI et al., 2011), con la fauna sarcosaprófaga en restos animales (ABALLAY et al., 2008, 2012a; AL-MESBAH et al., 2012; CAMACHO, 2005; CARVALHO et al., 2004; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; OLAYA MÁSMELA, 2001; PERVEEN Y KHAN, 2013; SZPILA et al., 2015) y en restos humanos (BONACCI et al., 2014; COSTA OLIVEIRA Y DIAS VASCONCELOS, 2010; OLIVA, 2007; POHJOISMÄKI, 2010; SCHROEDER et al., 2003).

En la Península Ibérica también se han citado en distintos trabajos en relación con la fauna sarcosaprófaga, tanto con cadáveres animales (ARNALDOS et al., 2001, 2004a, 2013; GARCÍA ROJO, 2004; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; MARTÍN-VEGA Y BAZ, 2013a, 2013b; MARTÍNEZ SÁNCHEZ et al., 2005; PÉREZ BOTE, 2012; PRADO E CASTRO et al., 2010a, 2011b, 2012b; ROMERA et al., 2003; SALOÑA BORDAS Y GONZÁLEZ MORA, 2005) como con cadáveres humanos (ARNALDOS et al., 2004b; GONZÁLEZ MEDINA et al., 2012; VELÁSQUEZ et al., 2010).

En muchos estudios esta familia resulta ser una de las más importantes, en el proceso de la descomposición, sin embargo, hay autores que opinan que esta consideración no se debe generalizar, sobre todo teniendo en cuenta su escasa abundancia en algunos casos (BATTÁN HORENSTEIN et al, 2010; MATUSZEWSKI et al., 2008), donde los sarcófágidos tuvieron poca importancia en este proceso.

En nuestro estudio no fue una familia muy abundante. Se recogieron un total de 598 ejemplares adultos, constituyendo tan sólo el 1.84% del total de dípteros capturados (Tabla 3.2.2.3). Aparecieron, preferentemente, en verano ($F= 16.58$, $P< 0.0001$) (Tabla 3.2.2.8 y Figura 3.2.2.55), lo que concuerda con el carácter termófilo de esta familia. Nuestros datos concuerdan con los trabajos de ARNALDOS et al. (2001) en un medio periurbano y BEGOÑA GAMINDE (2015) en un medio natural de la Región de Murcia, y también con MARTÍN-VEGA Y BAZ (2013a) en la Sierra de Guadarrama y PRADO E CASTRO et al. (2012b) en Lisboa. Esta tendencia también es señalada por BATTÁN HORENSTEIN et al. (2010) y MULIERI et al. (2011) en Argentina. Esto contrasta con la afirmación de DE SOUZA Y LINHARES (1997) en el sur de Brasil, quienes señalan que algunas especies de esta familia cría en cadáveres durante las épocas frías, otoño e invierno lo que, sin duda, está relacionado con las particulares condiciones del lugar de estudio.

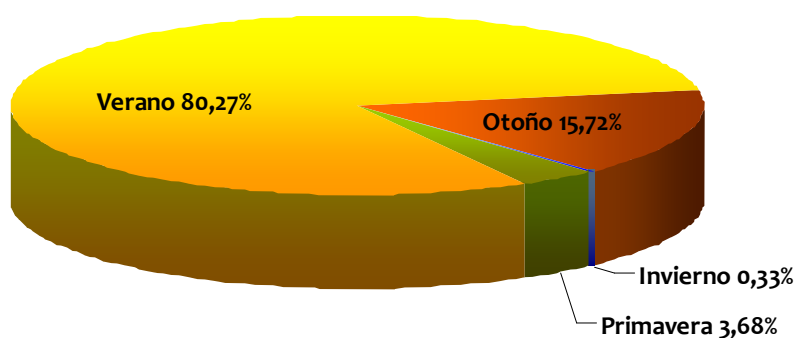


Figura 3.2.2.55. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Sarcophagidae.

En otoño y verano el patrón de aparición de los sarcófágidos fue muy similar, variando únicamente el número de individuos capturados y en el día de aparición (quinto y octavo respectivamente). En primavera se capturan pocos ejemplares de manera más o menos constante a partir del día 13 de la exposición del cadáver, al final de la fase Enfisematosa (Figura 3.2.2.56). En invierno solamente se capturaron 2 ejemplares al finalizar los muestreos.

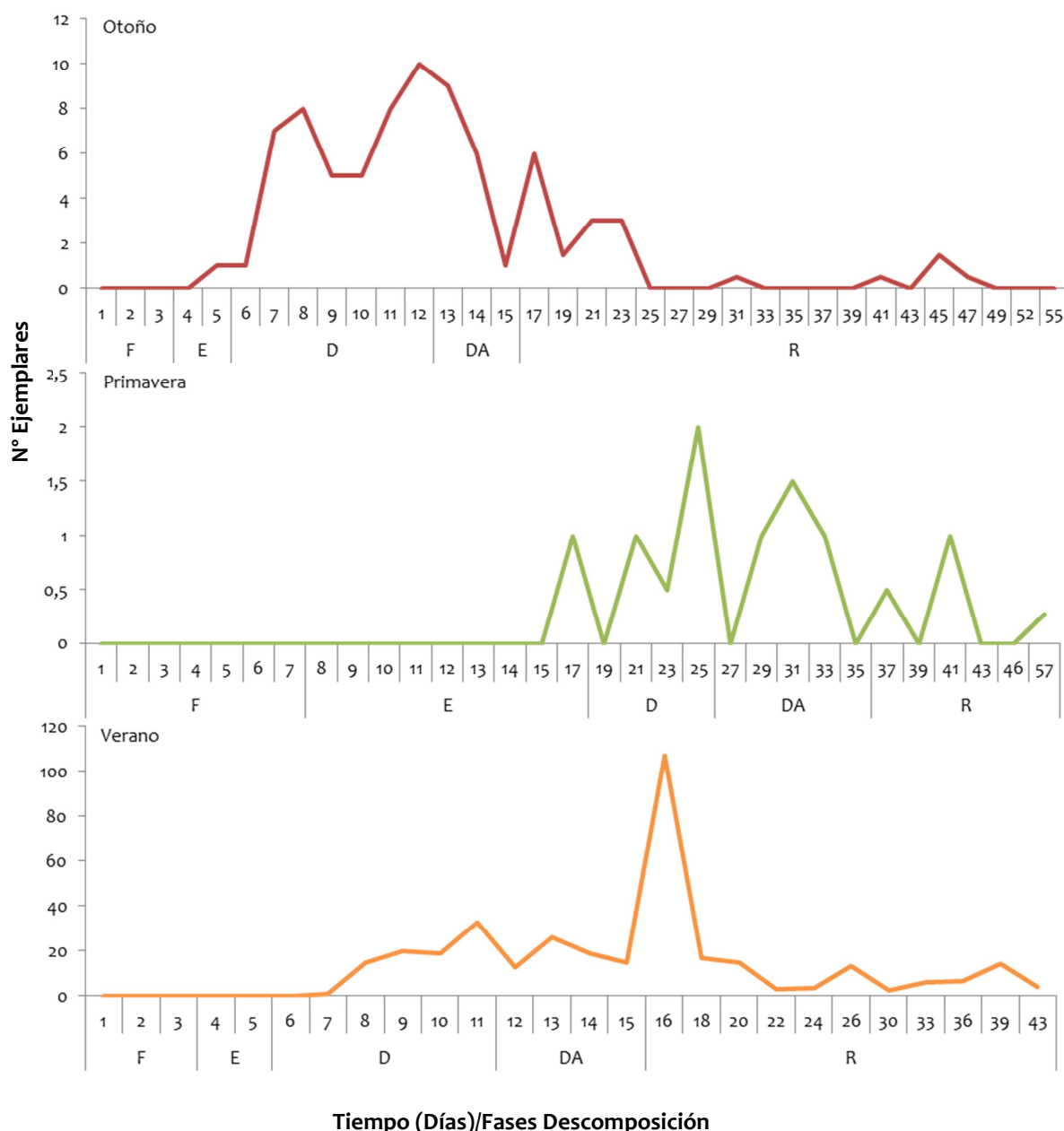


Figura 3.2.2.56. Dinámica poblacional de la familia Sarcophagidae en otoño, primavera y verano, y para las diferentes fases del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Suborden Nematocera

Son conocidos como “mosquitos”. A pesar de que no parecen desempeñar un papel importante en la comunidad sarcosaprófaga, varios autores han encontrado algunas de sus familias asociadas a materia orgánica en descomposición (FULLER, 1934; OLIVA, 1997; SMITH, 1986; TANTAWI et al., 1996; TULLIS Y GOFF, 1987).

En nuestro trabajo se capturó un total de 437 individuos adultos del suborden Nematocera, pertenecientes a once familias (Tabla 3.2.2.9 y Figura 3.2.2.57). Los individuos pertenecientes a la familia Sciaridae fueron con diferencia los más abundantes dentro del suborden, seguidos en mucha menor proporción por micetofílidos, cecidómidos, escatópsidos y tricocéridos. El resto de familias se encontraron en proporciones inferiores al 1 % (Figura 3.2.2.57).

Tabla 3.2.2.9. Abundancia de las familias de dípteros del suborden Nematocera recolectadas durante las cuatro estaciones y ambas trampas.

Familias	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
Cecidomyiidae	1	15	0	0	0	4	1	4	25
Ceratopogonidae	0	3	0	0	0	1	0	0	4
Chaoboridae	0	0	0	2	0	0	0	0	2
Chironomidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Mycetophilidae	0	2	1	63	0	4	0	5	75
Simuliidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Scatopsidae	0	2	2	13	0	0	0	2	19
Sciaridae	9	25	14	200	0	7	5	35	295
Trichoceridae	0	2	0	11	0	0	0	0	13
Tipulidae	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Otros Nematóceros	0	0	0	1	0	0	0	0	1
AB	10	50	17	290	0	16	6	48	437

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

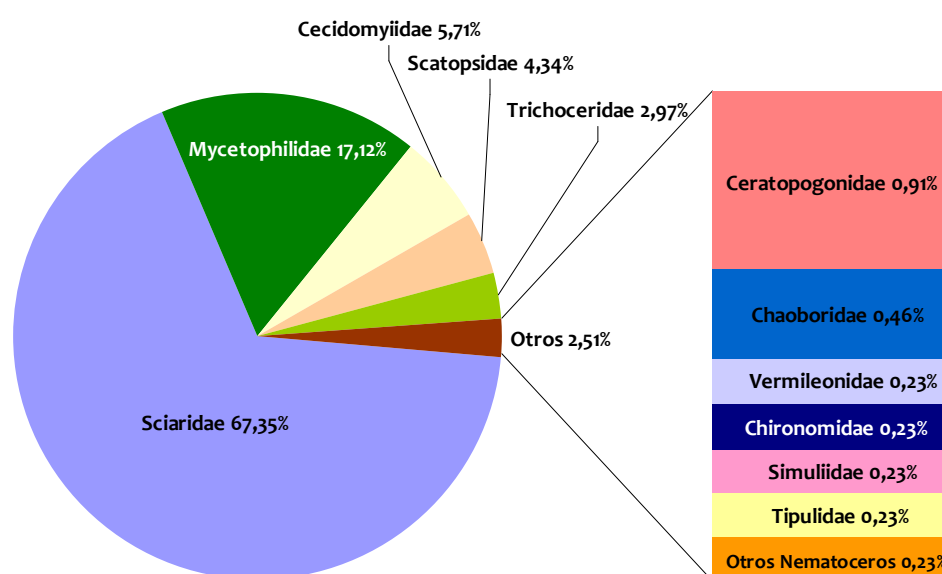


Figura 3.2.2.57. Abundancia relativa de las familias del suborden Nematocera recogidas durante los cuatro períodos de muestreo (N= 438).

- Familia Sciaridae

Los Sciaridae son dípteros de pequeño tamaño fácilmente reconocibles al nivel de familia por presentar un puente que une, dorsalmente, los ojos compuestos. Sin embargo, su identificación específica es difícil. Se alimentan generalmente de materia vegetal en descomposición, excrementos animales y hongos (GRANDI, 1984; SMITH, 1986).

Existen algunas referencias, aunque no muy numerosas, sobre la presencia de esta familia en materia animal en descomposición (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ÁVILA Y GOFF, 1998; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2005, 2012; CASTILLO MIRALBES, 2002; GOFF et al., 1986; GOFF Y CATTS, 1990; MORÓN Y LÓPEZ-MÉNDEZ, 1985; PRADO E CASTRO et al., 2011b, 2012b; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996;).

En nuestro trabajo, los Sciaridae fueron la familia de Nematocera con mayor número de ejemplares capturados, 295, lo que representa algo más del 67 % de los Nematocera recogidos (Figura 3.2.2.57). Se capturaron en todas las estaciones del año, registrándose en invierno el mayor número de capturas (Tabla 3.2.2.9). Estos datos coinciden con distintos trabajos realizados en la Región de Murcia, tanto en un ambiente periurbano con distintos tipos de cebo (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2004a; 2015b) como en un ambiente natural (ARNALDOS et al., 2015a). También coinciden con los obtenidos por TANTAWI et al. (1996) en Egipto, quienes sólo registraron esta familia durante el invierno. Sin embargo, contrastan con los datos de PRADO E CASTRO et al. (2012b) quienes registraron el mayor número de capturas durante el otoño, aunque los encontraron en todas las estaciones de muestreo.

Por la biología que presenta esta familia no parece existir relación concreta de este grupo con cadáveres en descomposición, aunque el gran número de capturas de este trabajo parece indicar, al igual que en ARNALDOS SANABRIA (2000), una relación tal vez de tipo oportunista con la fauna sarcosaprófaga.

Orden Coleoptera

Conocidos vulgarmente como “escarabajos”, son el orden de insectos con mayor número de especies del planeta. Se encuentran en todos los nichos ecológicos terrestres, pero hay algunos que habitan también en agua. Tienen un régimen alimenticio muy variado, incluyendo formas fitófagas, depredadoras, parásitas, detritívoras y carroñeras (CHINERY, 1988). Los coleópteros constituyen una parte importante de la fauna sarcosaprófaga. Las citas existentes en relación con la materia animal en descomposición son muy diversas (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2004a; BATTÁN HORENSTEIN Y LINHARES, 2011; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; CENTENO et al., 2002; MATUSZEWSKI Y SZAFALOWICZ, 2013; PRADO E CASTRO et al., 2013; SANTOS et al., 2014). Según SMITH (1986) y GOFF Y CATTS (1990), los coleópteros necrófagos son característicos de los estadios secos de la descomposición.

En nuestro estudio se recogieron 2097 individuos, de los cuales 1718 fueron ejemplares adultos pertenecientes a 22 familias (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.58) y 379 fueron inmaduros pertenecientes a las familias Staphylinidae y Dermestidae (33,5% y 51,7%

respectivamente) principalmente (Tabla 3.2.2.11 y Figura 3.2.2.59). Las dinámicas de los estadios preimaginales aparecen en la Figura 3.2.2.60.

Tabla 3.2.2.10. Abundancia de los distintos taxones de coleópteros adultos capturados durante las cuatro estaciones de muestreo y para ambos dispositivos de captura.

Familia	Género/Especie	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		ABTC	ABTS	AB
		TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS			
Anthicidae		0	0	1	2	0	0	0	0	1	2	3
Bostrichidae		1	2	0	0	0	0	0	0	1	2	3
Carabidae		0	1	1	2	0	0	0	0	1	3	4
Cleridae	<i>Necrobia ruficollis</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
	<i>Necrobia rufipes</i>	1	0	1	5	1	1	2	1	5	7	12
	<i>Necrobia violacea</i>	0	1	0	11	0	0	0	0	0	12	12
Cryptophagidae		0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1
Curculionidae		0	0	0	1	0	1	0	1	0	3	3
Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>	4	8	0	4	2	21	22	11	28	44	72
	<i>Dermestes pardalis</i>	0	0	0	0	0	2	1	3	1	5	6
	<i>Dermestes undulatus</i>	1	3	0	1	42	129	105	74	148	207	355
	<i>Dermestes</i> sp.	0	0	0	0	0	0	2	0	2	0	2
Elateridae		0	0	0	1	3	0	0	0	3	1	4
Eucnemidae		0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1
Histeridae	<i>Margarinotus marginatus</i>	0	1	0	0	0	2	0	0	0	3	3
	<i>Saprinus caerulescens</i>	0	0	0	1	0	0	0	0	0	1	1
	<i>Saprinus deterius</i>	1	2	4	55	3	34	5	7	13	98	111
	<i>Saprinus furvus</i>	0	0	5	1	0	0	0	0	5	1	6
	<i>Saprinus lautus</i>	0	0	2	0	2	0	0	0	4	0	4
	<i>Saprinus lugens</i>	0	0	1	25	2	5	1	1	4	31	35
	<i>Saprinus melas</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1
	<i>Saprinus politus</i>	0	1	0	0	5	4	0	0	5	5	10
	<i>Saprinus subnitescens</i>	1	3	0	0	1	1	1	2	3	6	9
	<i>Saprinus</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	0	0	1	1
	<i>Histeridae</i> sp.	0	2	0	0	4	0	0	5	4	7	11
Latridiidae		0	1	1	0	0	0	0	0	1	1	2
Leiodidae		0	4	1	18	4	5	0	1	5	28	33
Lyctidae		0	0	0	9	0	0	0	0	0	9	9
Nitidulidae	<i>Nitidula bipunctata</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1
	<i>Nitidula carnaria</i>	0	3	1	0	0	0	0	1	1	4	5
	<i>Nitidulidae</i> sp.	0	0	0	3	0	0	0	0	0	3	3
Pselaphidae		0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Ptiliidae		1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
Ptinidae		0	0	0	2	0	2	0	0	0	4	4
Scarabeidae	<i>Onthophagus</i> sp.	2	4	0	0	1	5	6	5	9	14	23
	<i>Scarabaeus laticollis</i>	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
Silphidae	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	9	31	2	7	1	90	3	7	15	135	150
Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus</i>	53	36	0	4	0	18	105	37	158	95	253
	<i>Ocypus</i> sp.	3	2	0	0	0	0	0	0	3	2	5
	<i>Quedius</i> sp.	0	1	0	0	0	0	0	0	0	1	1
	<i>Aleocharinae</i> sp.	20	114	45	122	9	12	1	10	75	258	333
	<i>Staphylinidae</i> sp.	21	60	0	17	3	14	28	60	52	151	203
Tenebrionidae		1	1	1	9	0	1	0	1	2	12	14
Trogidae	<i>Trox scaber</i>	0	3	0	0	0	1	0	0	0	4	4
	<i>Trogidae</i> sp.	1	0	0	0	0	0	0	0	1	0	1
AB		122	286	66	301	83	351	282	227	553	1165	1718

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

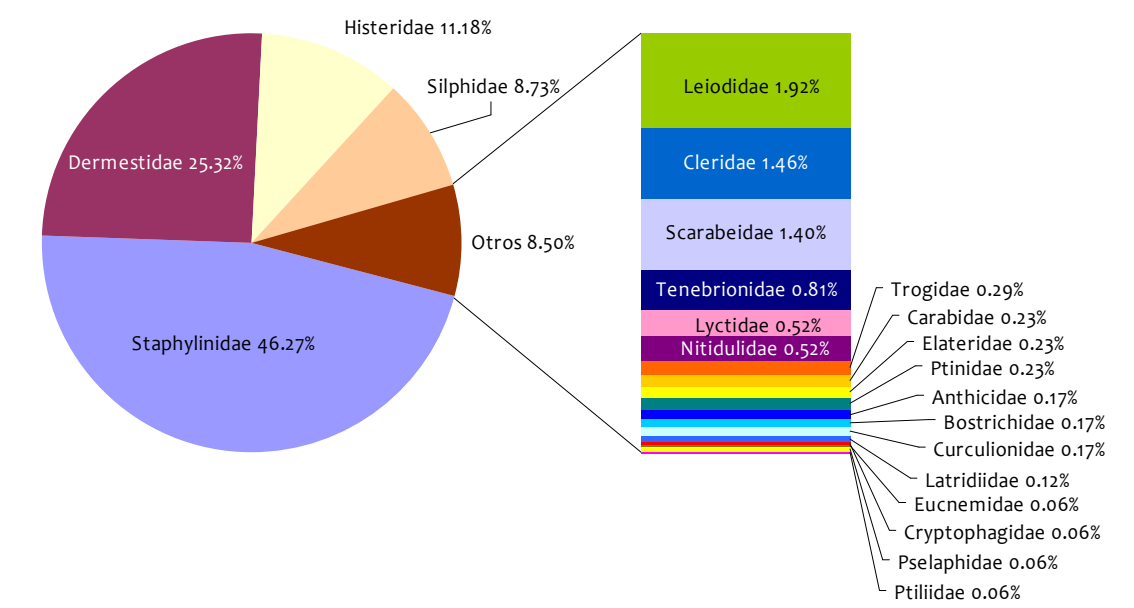


Figura 3.2.2.58. Abundancia relativa total de las familias de coleópteros capturadas en estadio adulto en ambas trampas durante los cuatro periodos de muestreo (N= 1718).

Tabla 3.2.2.11. Abundancia de los taxones de coleópteros preimaginales recogidos durante las cuatro estaciones y con ambas trampas.

Familias	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
Staphylinidae	39	88	0	0	0	0	0	0	127
Silphidae	4	0	0	0	0	0	0	0	4
Dermestidae	0	0	0	0	44	43	55	54	196
Otros	6	41	0	2	0	0	0	3	52
AB	49	129	0	2	44	43	55	57	379

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

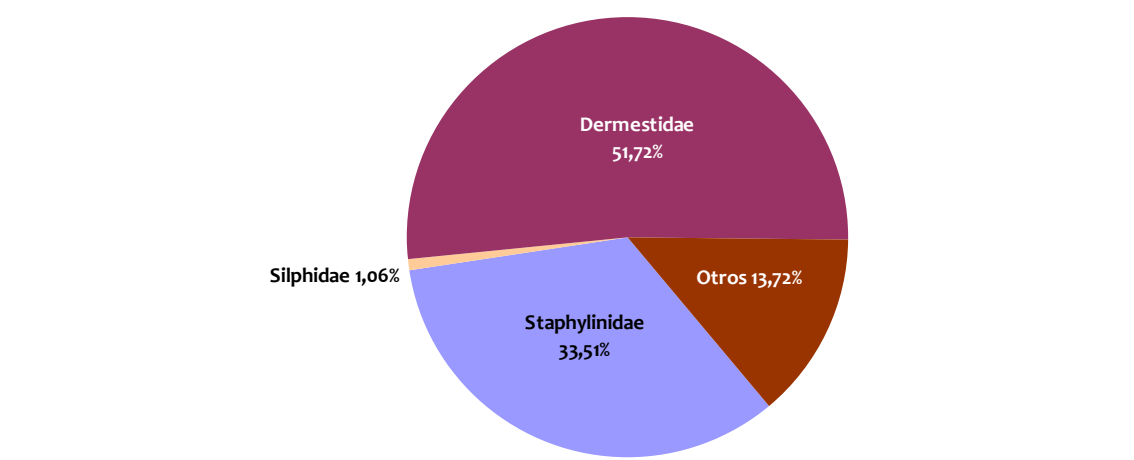


Figura 3.2.2.59. Abundancia relativa total de las familias de coleópteros recogidos en estadios preimaginales en ambas trampas durante los cuatro periodos de muestreo (N= 379).

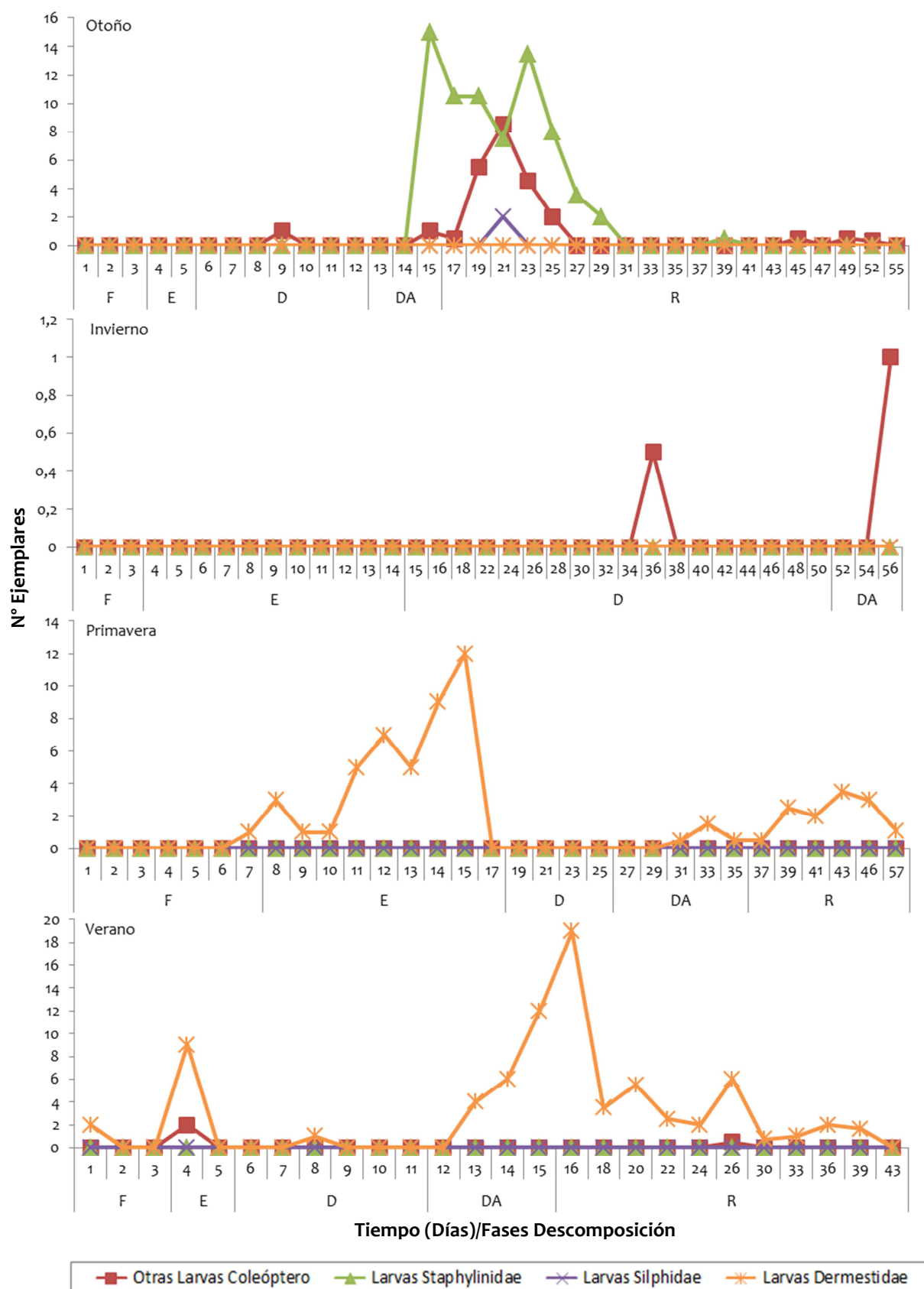


Figura 3.2.2.60. Abundancia total de larvas del orden Coleoptera durante los distintos periodos de muestreo y para las diferentes fases del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

En cuanto a los adultos, aunque en los primeros días ya se recogieron algunos individuos, fue al final de la fase Descomposición cuando se empezó a observar una mayor abundancia, patrón que se repitió en todas las estaciones muestreadas (Figura 3.2.2.61).

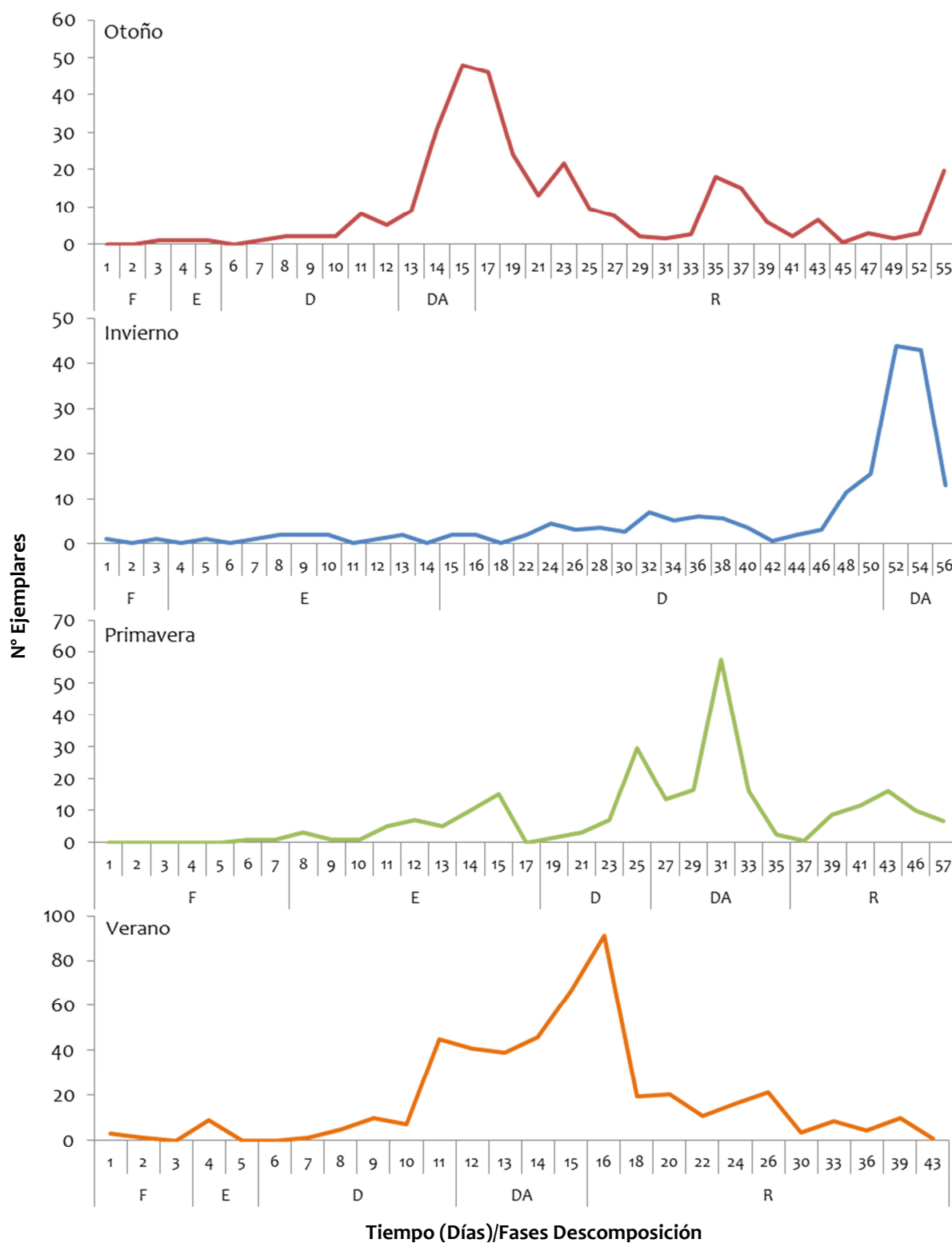


Figura 3.2.2.61. Abundancia total de adultos del orden Coleoptera durante los distintos periodos de muestreo y para las diferentes fases del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Si bien los coleópteros, como grupo, estuvieron presentes durante todo el año y con abundancia similar en todas las estaciones muestreadas (Figura 3.2.2.62), se observó la predominancia de algunas familias sobre otras en las distintas estaciones (Figuras 3.2.2.63-64).

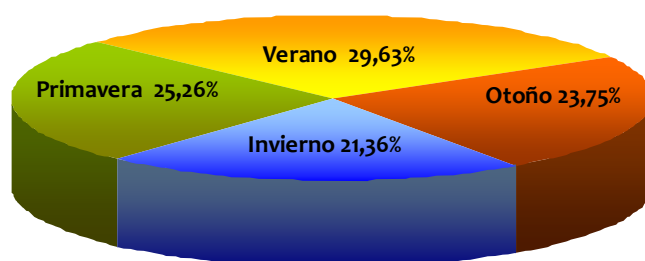


Figura 3.2.2.62. Porcentaje estacional de captura de los adultos del orden Coleoptera para ambas trampas.

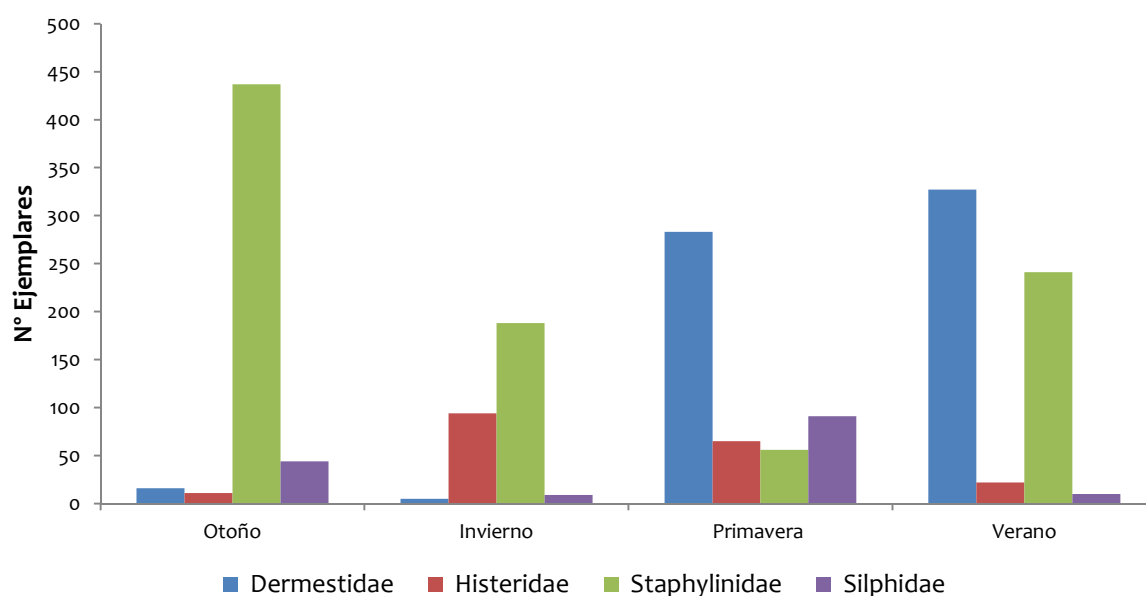


Figura 3.2.2.63. Distribución estacional y abundancia de las principales familias de Coleoptera capturadas.

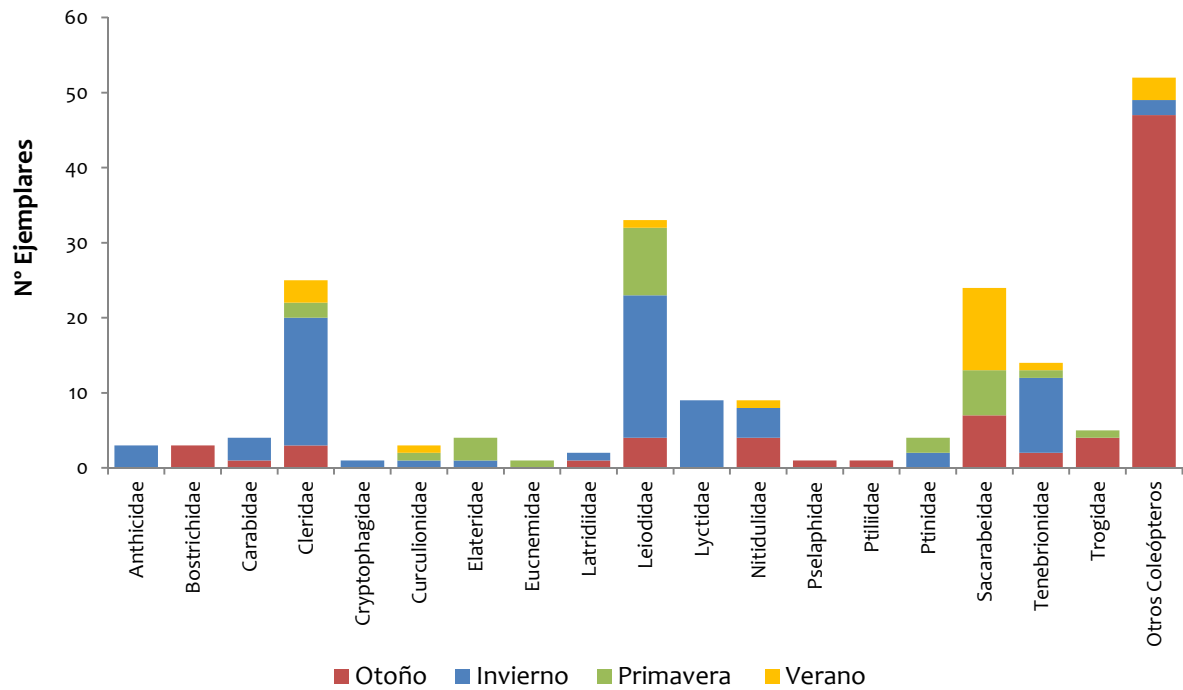


Figura 3.2.2.64. Distribución estacional y abundancia del resto de familias de Coleoptera capturadas.

En valores absolutos, la familia más abundante fue la de los Staphylinidae (Figura 3.2.2.65), quien predominó en otoño y verano (Figura 3.2.2.63). Le sigue la familia Dermestidae (Figura 3.2.2.65), que, por el contrario, fue la más abundante en las estaciones de primavera y verano (Figura 3.2.2.63 y Tabla 3.2.2.12).

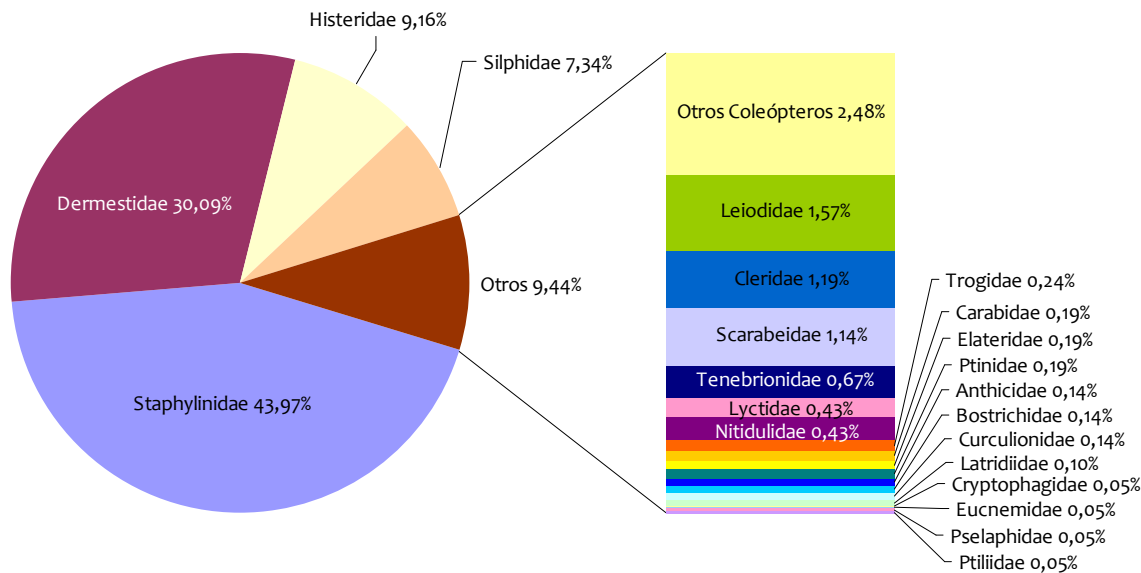


Figura 3.2.2.65. Abundancia relativa de las familias de coleópteros, larvas y adultos, capturadas en ambas trampas durante los cuatro periodos de muestreo.

La tabla 3.2.2.12 muestra las medias de cada factor analizado con el test de comparaciones múltiples de las familias de coleópteros capturadas durante los muestreos. En ella se aprecia que solamente en 5 de las familias capturadas se observan diferencias significativas en cuanto al tipo de trampa empleada (Histeridae, Leiodidae, Ptinidae, Staphylinidae y Silphidae), no siendo en ningún caso la trampa de caída en donde se dió el mayor número de capturas. En el caso de la Familia Ptiliidae, de cierta significación en la fauna sarcosaprófaga (GILL, 2005; MORÓN Y LÓPEZ-MÉNDEZ, 1985; PRADO E CASTRO et al., 2013; SANTOS et al., 2014; WATSON, 2004), las diferencias existentes se deben a que el único ejemplar capturado lo fue con la trampa de Caída.

Tabla 3.2.2.12. Abundancia media de cada familia del orden Coleoptera en relación a los factores y niveles analizados. Para cada familia, letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas con un α de 0.05, en el test de comparaciones múltiples.

Familia	Estación				Tipo de Trampa	
	Otoño	Invierno	Primavera	Verano	Caída	Schoenly
Anthicidae	0(a)	0,03(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)	0,01(a)
Bostrichidae	0,03(a)	0(b)	0(b)	0(b)	0,01(a)	0,01(a)
Carabidae	0,01(a)	0,03(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)	0,02(a)
Cleridae	0,03(a)	0,08(a)	0,02(a)	0,04(a)	0,03(a)	0,06(a)
Cryptophagidae	0(a)	0,01(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)
Curculionidae	0(a)	0,01(a)	0,01(a)	0,01(a)	0(a)	0,02(a)
Dermentidae	0,14(a)	0,04(a)	1,03(b)	1,50(b)	0,58(a)	0,64(a)
Elateridae	0(a)	0,01(a)	0,02(a)	0(a)	0,01(a)	0,01(a)
Eucnemidae	0(a)	0(a)	0,01(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)
Histeridae	0,09(a)	0,22(a)	0,41(a)	0,22(a)	0,14(a)	0,32(b)
Latridiidae	0,01(a)	0,01(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)	0,01(a)
Leiodidae	0,04(a)	0,13(b)	0,09(ab)	0,01(a)	0,03(a)	0,12(b)
Lyctidae	0(a)	0,03(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0,02(a)
Nitidulidae	0,04(a)	0,03(a)	0(a)	0,01(a)	0,01(a)	0,04(a)
Pselaphidae	0,01(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)
Ptiliidae	0,01(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)	0(a)
Ptinidae	0(a)	0,02(a)	0,02(a)	0(a)	0(a)	0,02(b)
Scarabeidae	0,06(ab)	0(a)	0,06(ab)	0,13(b)	0,05(a)	0,07(a)
Staphylinidae	1,20(a)	0,78(ab)	0,36(b)	1,05(a)	0,64(a)	1,05(b)
Silphidae	0,30(a)	0,06(a)	0,36(b)	0,10(a)	0,08(a)	0,33(b)
Tenebrionidae	0,02(a)	0,08(a)	0,01(a)	0,01(a)	0,01(a)	0,05(a)
Trogidae	0,04(a)	0(b)	0,01(ab)	0(b)	0,01(a)	0,02(a)

Se tratan a continuación los taxones más representativos de esta familia, que constituyen algo más del 90 % de sus capturas.

- Familia Staphylinidae

Son una de las familias de coleópteros con mayor número de especies (DIÉGUEZ FERNÁNDEZ et al., 2010). Conocidos como “escarabajos errantes”, los estafilínidos ocupan casi siempre zonas con una cierta humedad en todo tipo de medios: musgos, bajo cortezas de árboles, en el suelo, madrigueras, hormigueros, flores, etc. (BYRD Y CASTNER, 2010a; MONSERRAT, 1993). Según el tipo de alimentación se pueden distinguir tres grupos:

especies carnívoras, la mayoría, que cazan animales vivos o viven a expensas de sustancias de origen animal, especies saprófagas, que se alimentan de plantas en descomposición, y especies fitófagas (ZAHRADNÍK, 1990). Esta enorme diversidad de hábitos alimenticios sitúa a esta familia dentro de varias de las categorías ecológicas habituales en la fauna entomosarcosaprófaga, necrófaga, necrófila, omnívora, oportunista, y accidental (SMITH, 1986). Se consideran habitualmente uno de los principales grupos necrófilos (BATTÁN HORENSTEIN Y LINHARES, 2011) dado que algunas de sus especies depredan fauna ya instalada en el cadáver. De hecho, son considerados los depredadores más habituales en el ecosistema cadavérico (MADRA et al., 2014; SÁNCHEZ PIÑERO, 1997).

Son característicos de la fauna sarcosaprófaga en animales en descomposición (entre otros ARNALDOS SANABRIA, 2000; AZWANDI et al., 2013; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; BAZ et al., 2014; BEGOÑA GAMINDE, 2015; BENBOW et al., 2013; CASTILLO MIRALBÉS, 1999-2004; DEKEIRSSCHIETER et al., 2013a, 2013b; FERNÁNDEZ et al., 2010; KESHAVARZI et al., 2015a; PECHAL et al., 2014; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2010b, 2013; ROMERO PALANCO, 2006; SANTOS et al., 2014; SERT et al., 2012) y en cadáveres humanos (ARNALDOS et al., 2005; RODRÍGUEZ Y BASS, 1983; TURCHETTO et al., 2001).

En nuestro estudio fue la familia más abundante dentro del orden, con un total de 922 ejemplares (43,97%) (Figura 3.2.2.65). Mostraron una distribución estacional diferencial en cuanto al número de capturas ($F = 4.362$, $P = 0.00514$), con mayor abundancia en otoño, y se registraron diferencias significativas en cuanto al tipo de trampa empleada (Tablas 3.2.2.10 y 3.2.2.12 y Figura 3.2.2.66).

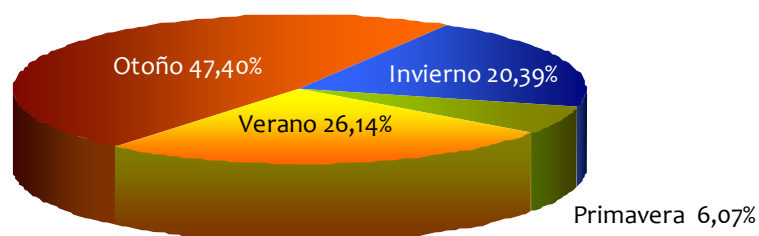


Figura 3.2.2.66. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Staphylinidae para ambas trampas.

De estas capturas, 127 ejemplares fueron larvas recogidas únicamente en otoño (33,51 %) (Tabla 3.2.2.11), en su mayoría a partir del día 15, coincidiendo con el final de la fase Descomposición y comienzos de la fase Restos (Figura 3.2.2.60).

La subfamilia Aleocharinae, con 333 ejemplares, estuvo presente en todas las estaciones (Tabla 3.2.2.10), capturándose en fases tempranas de la descomposición en invierno y primavera, y en la fase Descomposición Avanzada en otoño y verano (Figura 3.2.2.67).

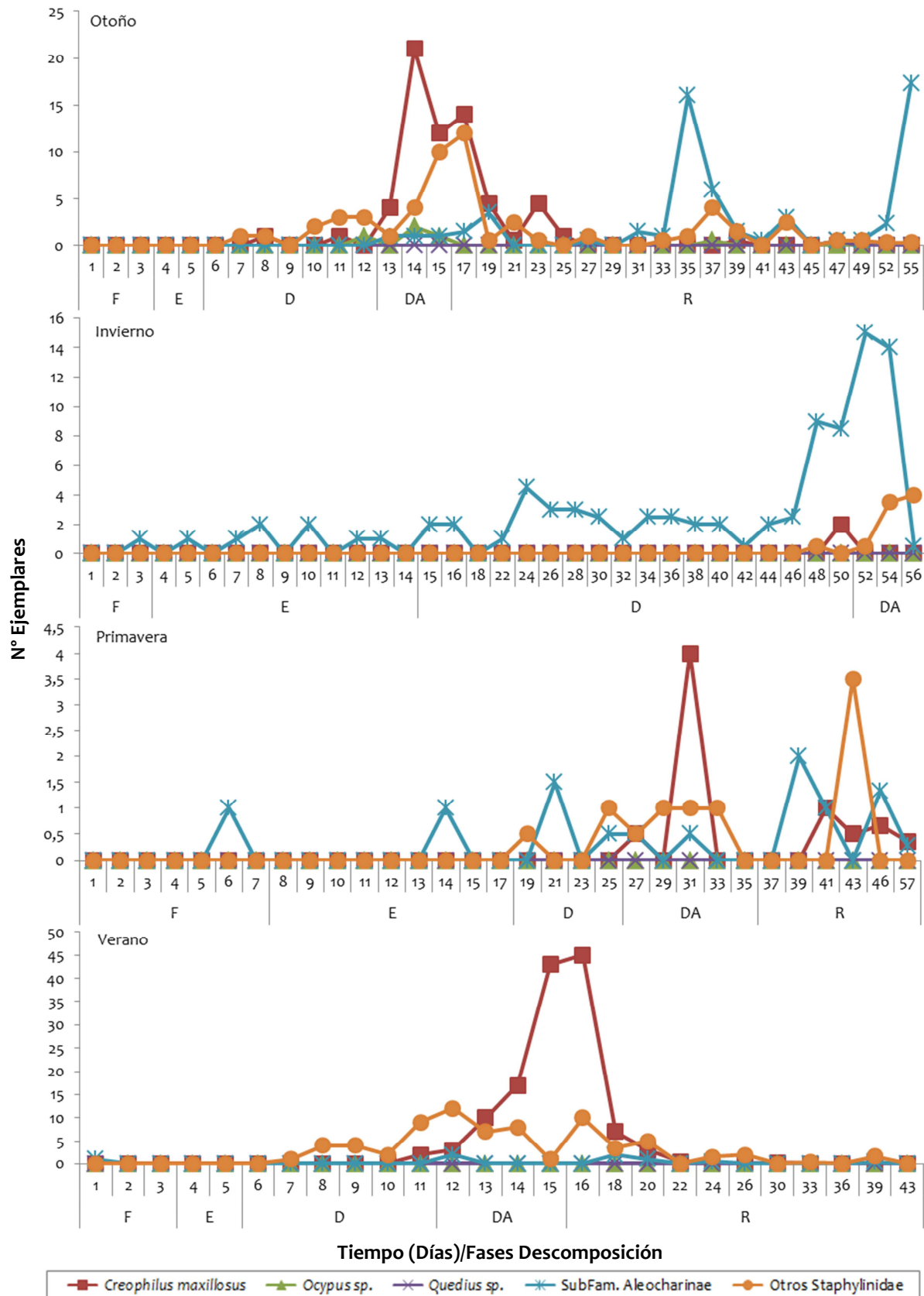


Figura 3.2.2.67. Dinámica poblacional y abundancia de las especies de la familia Staphylinidae en todas las estaciones de muestreo y para las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Creophilus maxillosus (Linnaeus, 1758), especie cosmopolita y citada por diferentes autores en relación con la comunidad sarcosaprófaga (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CENTENO et al., 2002; DEKEIRSSCHIETER et al., 2013a; FERNÁNDEZ et al., 2010; MADRA, et al., 2014; OLIVA, 1997; PRADO E CASTRO et al., 2013; TANTAWI et al., 1996) y en casos forenses (KESHAVARZI et al., 2015a). Fue la especie más abundante, con 253 ejemplares encontrados en todas las estaciones muestreadas (Tabla 3.2.2.10). Esto contrasta con los resultados obtenidos por BEGOÑA GAMINDE (2015) en una zona similar pero a mayor altitud donde no fue la especie más abundante, como en este estudio, aunque sí se recogió en mayor número. En Lisboa, PRADO E CASTRO et al. (2010) los recogen en muy bajo número. Fue capturada fundamentalmente en otoño y verano a partir de la fase Descomposición Avanzada (Figura 3.2.2.67). Estos resultados concuerdan con los observados por BEGOÑA GAMINDE (2015), para el misma zona natural en Murcia y con los de PRADO E CASTRO et al., 2013 en Lisboa, mientras que otros autores, encuentran estos ejemplares en estados más tempranos de la descomposición (fase Enfisematosa) (CASTILLO MIRALBÉS, 2002; ROMERO PALANCO et al., 2006)

En menor abundancia encontramos 5 ejemplares del género *Ocypus* sp. y 1 sólo ejemplar del genero *Quedius* sp., ambos capturados únicamente en otoño (Tabla 3.2.2.10) en la fase Restos.

También se capturaron 203 ejemplares pertenecientes a otras especies de la familia Staphylinidae, sin identificar, presentes en todas las estaciones de muestreo, fundamentalmente en otoño y verano, encontradas a partir de la fase Descomposición (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.67).

- Familia Dermestidae

Se trata una familia de coleópteros polífagos y de distribución cosmopolita, con aproximadamente 1300 especies descritas (HÁVA, 2003). Según sus requerimientos alimenticios se pueden establecer tres grupos de especies (MONSERRAT, 1993): las que se alimentan sólo de materia animal o de sustancias que contienen proteínas animales, las que viven de materia de origen animal o vegetal y aquellas que se alimentan sólo de materia vegetal. Representan uno de los grupos de coleópteros de mayor incidencia económica del mundo, ya que son capaces de causar daños en muebles, cuero, productos textiles, grano almacenado y ejemplares de museo (BAHÍLLO DE LA PUEBLA Y LÓPEZ-COLÓN, 2006; CÍRO DÍAZ et al., 2008; HINTON, 1945; STRONG, 1981). Casi todas las especies de esta familia son capaces de alimentarse de tejidos animales secos, sobre todo sus estadios preimaginales, (BYRD Y CASTNER; 2010), formando parte del componente necrófago de la comunidad (ARNALDOS et al., 2005), resultando, en ciertas condiciones, aceleradores de la descomposición de un cuerpo humano (SCHROEDER et al., 2002). Por todo ello, esta familia presenta un gran interés forense.

Los derméstidos son característicos de la comunidad sarcosaprófaga, han sido citados en relación con la materia animal en descomposición en la mayoría de los trabajos realizados con cadáveres animales (ABALLAY et al., 2012a; ARNALDOS SANABRIA, 2000; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; CASTILLO MIRALBÉS, 2000; IANCU Y PARVU, 2013; MATUSZEWSKI et al., 2010; PÉREZ BOTE et al., 2012; PERVEEN Y KHAN, 2013; PRADO E CASTRO et al., 2013; SANTOS et al., 2014; TABOR et al., 2004; VITTA et al., 2007; VOSS et al., 2008; entre otros) y en casos forenses (ARNALDOS et al., 2004a, 2005; BUCHELI et al.,

2009; GARCÍA-ROJO et al., 2009; KESHAVARZI et al., 2015b; MAGNI et al., 2015; SCHROEDER et al., 2003; TURCHETTO et al., 2001; entre otros).

En nuestro estudio se recogió un total de 631 ejemplares (30,09%) (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.65), principalmente en las estaciones de primavera y verano ($F=12.08$, $P<0.0001$) (Tabla 3.2.2.12 y Figura 3.2.2.68). De éstos, 196 ejemplares (51,72%) corresponden a larvas de esta familia, capturadas solamente en las estaciones de primavera y verano (Tabla 3.2.2.11 y Figuras 3.2.2.59-60).

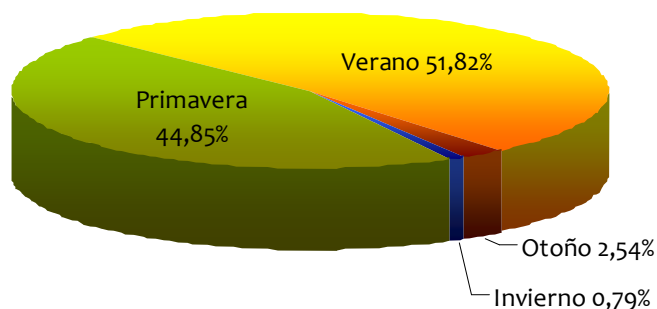


Figura 3.2.2.68. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Dermestidae para ambas trampas.

Las larvas de derméstido son las más importantes, de entre las de coleópteros, a tener en cuenta a efectos forenses. A pesar de que esta familia suele asociarse a las últimas etapas de la descomposición (BYRD Y CASTNER, 2010), en especial a los estadios secos (ARNALDOS SANABRIA, 2000; EARLY Y GOFF, 1986; FULLER, 1934; PAYNE, 1965; REED, 1958; RODRÍGUEZ Y BASS, 1983; TANTAWI et al., 1996), en nuestro estudio, la presencia de larvas de esta familia está asociada únicamente a las estaciones de primavera y verano y a las fases tempranas de la descomposición (Figura 3.2.2.60), lo que no sorprende, pues así se ha registrado también en otros trabajos realizados en la Península Ibérica (ARNALDOS et al., 2004a; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; GARCÍA ROJO, 2004; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2013; ROMERO PALANCO et al., 2006).

De los 435 ejemplares adultos capturados (25,32%) (Figura 3.2.2.58), la mayoría pertenecen a las especies *Dermestes frischii* Kugelann, 1792, y *D. undulatus* Brahm, 1790 (Tabla 3.2.2.10). *Dermestes frischii*, con 72 ejemplares encontrados, comenzó a aparecer de forma notoria a partir de la fase Descomposición Avanzada. *D. undulatus*, fue la más abundante, con 355 individuos capturados principalmente a mediados de la fase Descomposición (Figura 3.2.2.69). Ambas especies presentan mayor abundancia durante las estaciones de primavera y verano, concordando con los resultados obtenidos por CHARABIDZE et al. (2013) y BEGOÑA GAMINDE (2015). Con 6 capturas encontramos a *Dermestes pardalis* Billberg, 1808, también en primavera y verano, al final de la fase Restos y comienzos de la fase Descomposición Avanzada y Restos respectivamente. Sólo se encontraron dos ejemplares sin determinar pertenecientes al género *Dermestes* sp., capturados en verano en la fase Restos (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.69).

Hay que señalar que *Dermestes frischii* aparece normalmente en todas las comunidades estudiadas (ARNALDOS et al., 2004a; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; PRADO E CASTRO et al., 2013), sin embargo, *D. undulatus* no apareció en el área periurbana de Murcia y sí en otro trabajo de la misma zona natural (BEGOÑA GAMINDE, 2015) pudiendo ser esta especie indicadora ambiental y geográfica.

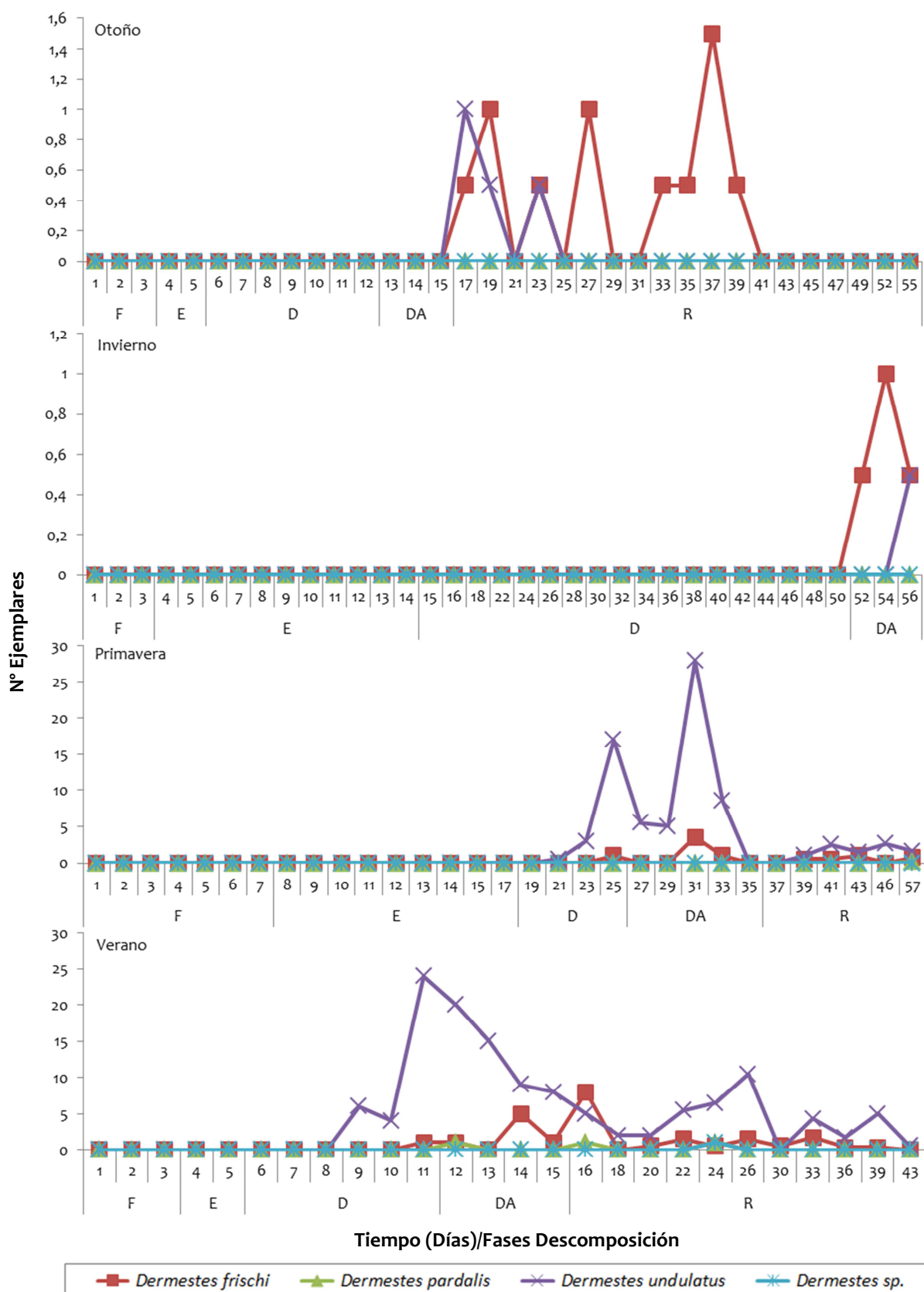


Figura 3.2.2.69. Dinámica poblacional y abundancia de las especies de la familia Dermestidae en todas las estaciones de muestreo y para las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

- Familia Histeridae

Es una gran familia cosmopolita con un gran número de especies (MAZUR, 2011). La mayoría de sus especies son marcadamente termófilas y sólo se muestran activas con radiación solar o con calor. Tanto los adultos como las larvas son especies depredadoras, viven en medios muy diversos: sobre cadáveres, excrementos, en hongos, bajo cortezas de árboles, en nidos de insectos, aves y mamíferos e, incluso, en cuevas (ZAHRADNÍK, 1990). Los histéricos son frecuentes en los cadáveres, en los que se alimentan de presas vivas (SÁNCHEZ PIÑERO, 1997), generalmente larvas de dípteros (GOFF Y CATTS, 1990; TANTAWI et al., 1996) y coleópteros (BYRD Y CASTNER, 2010; HINTON, 1945). Las especies necrófilas son muy abundantes en la Península Ibérica, no mostrando normalmente predilección por ningún tipo de cadáver. Pueden tener gran importancia forense al reducir significativamente la población de larvas de dípteros del cadáver (HOLDAWAY, 1930; NUORTEVA, 1970). Debido a que también pueden alimentarse del mismo cadáver, pueden estar relacionados con la comunidad cadavérica como parte del grupo necrófago o necrófilo (ABALLAY et al., 2013).

Esta familia se encuentra formando parte de la fauna sarcosaprófaga en multitud de trabajos relacionados con cadáveres animales (ARNALDOS et al., 2004a; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; BAZ et al., 2014; BEGOÑA GAMINDE, 2015; BENBOW et al., 2013; CAMACHO, 2005; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; CENTENO et al., 2002; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; MATUSZEWSKI et al., 2010; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; PECHAL et al., 2014; PÉREZ BOTE et al., 2012; PERVEEN Y KHAN, 2013; PRADO E CASTRO et al., 2013; ROMERO PALANCO et al., 2006; VITTA et al., 2007; VOSS et al., 2008) y casos forenses (ARNALDOS et al., 2005; GARCÍA-ROJO et al., 2009; RODRIGUEZ Y BASS, 1983; TURCHETTO et al., 2001).

En nuestro trabajo se obtuvieron 192 ejemplares (11,18 %), todos adultos (Figura 3.2.2.58). Se presentaron, preferentemente, en las estaciones de invierno y primavera, no habiendo diferencias en la abundancia de capturas ($F=1.744$, $P= 0.158$) (Tabla 3.2.2.12 y Figura 3.2.2.70). De ellos, la especie más abundante fue *Saprinus detersus* (Illiger, 1807), con 111 ejemplares capturados apareciendo a partir de la fase Descomposición (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.71).

El resto de especies se encontraron en muy bajo número (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.71).

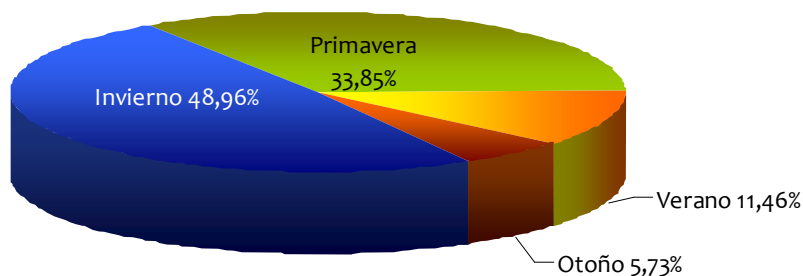


Figura 3.2.2.70. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Histeridae para ambas trampas.

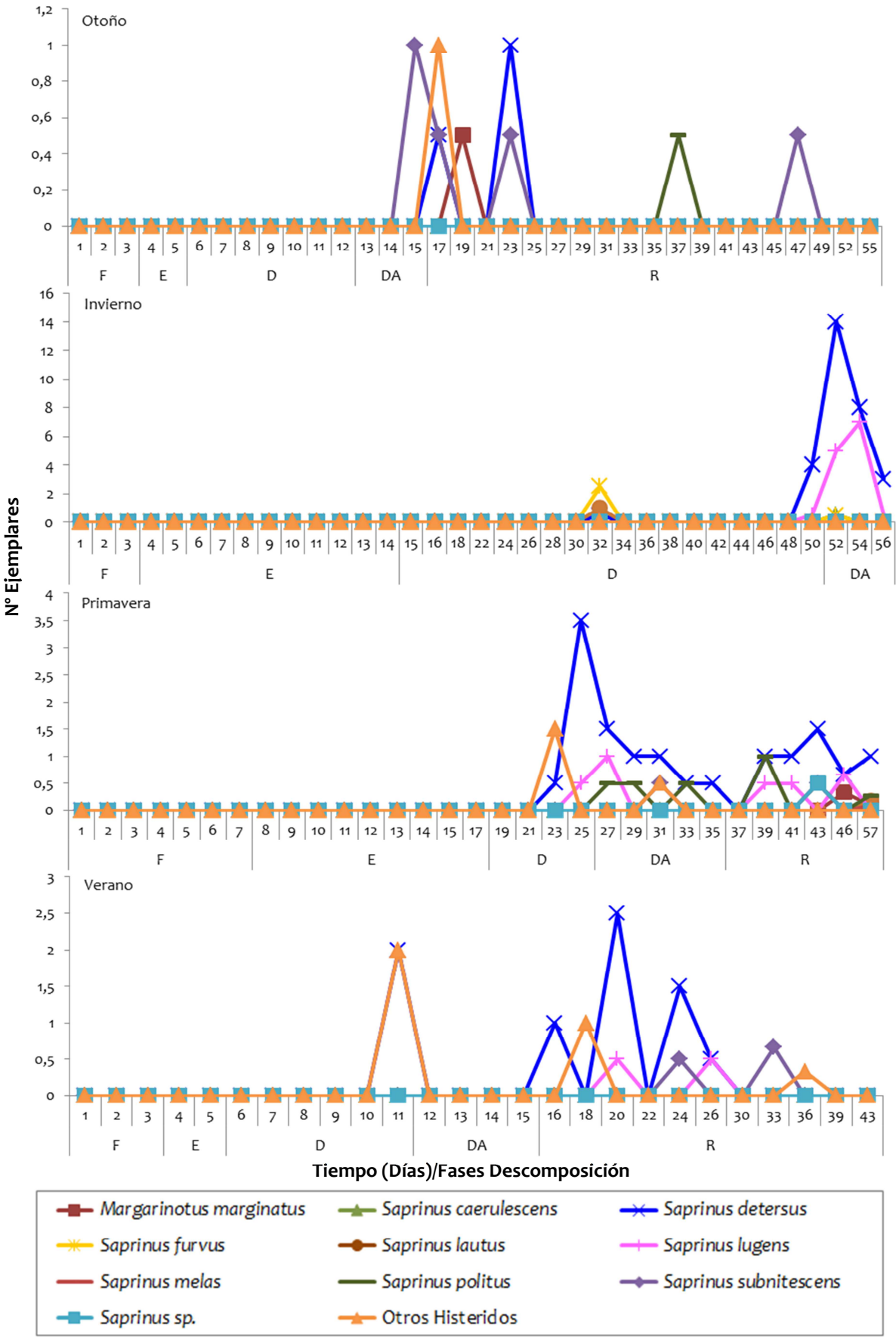


Figura 3.2.2.71. Dinámica poblacional y abundancia de las especies de la familia Histeridae en todas las estaciones de muestreo y para las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Al igual que en nuestro trabajo, la especie más abundante en un medio natural de la Región de Murcia fue *Saprinus detersus* (BEGOÑA GAMINDE, 2015). Sin embargo, en un medio periurbano de esta misma región, la especie más abundante fue *Saprinus furvus* Erichson, 1984 (ARNALDOS SANABRIA, 2000), y en Lisboa, para el mismo medio, fue *Margarinotus brunneus* (Fabricius, 1775) (PRADO E CASTRO et al. 2013). Así, se puede afirmar que, a falta de estudios posteriores, estas especies parecen funcionar como indicadores ambientales y geográficos.

De los resultados obtenidos, y por su biología conocida, los histéricidos pertenecen al componente necrófilo de la comunidad sarcosaprófaga (ABALLAY et al., 2013; ZANETTI et al., 2015). En nuestro trabajo fueron característicos principalmente durante las fases Descomposición y Descomposición Avanzada (Figura 3.2.2.71), coincidiendo con la mayor concentración de larvas de dípteros en los cadáveres, al igual que en el trabajo de ARNALDOS et al. (2004a) en un ambiente periurbano de la misma área biogeográfica. Sin embargo, en otras áreas de la Península Ibérica se capturaron desde las etapas tempranas de la descomposición (CASTILLO MIRALBÉS, 2002; PRADO E CASTRO et al., 2013)

- Familia Silphidae

Conocidos como “escarabajos enterradores”, las larvas y los adultos viven principalmente en cadáveres de animales, pero también pueden encontrarse en plantas en descomposición y excrementos (ZAHRADNÍK, 1990). Existen numerosas referencias de su aparición en relación con los restos en descomposición (ARNALDOS SANABRIA, 2000; BAZ et al., 2014; BEGOÑA GAMINDE, 2015; BENBOW et al., 2013; BONACCI et al., 2010; BYRD Y CASTNER, 2010; MATUSZEWSKI et al., 2010; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2013; ROMERO PALANCO, 2006; WANG et al., 2008). Tienen gran interés forense al pertenecer al componente necrófago de la comunidad (CASTILLO MIRALBÉS, 2002) y ser indicadores de IPM en cuerpos humanos (RODRIGUEZ Y BASS, 1983) y cadáveres animales (AZWANDI et al., 2013; IANCU Y PARVU, 2013; MATUSZEWSKI et al., 2010). DEKEIRSSCHIETER et al. (2013b) señala que también existen especies necrófilas.

En nuestro trabajo, esta familia sólo estuvo representada por la especie *Thanatophilus ruficornis* (Küster, 1851), de la que se capturaron 154 ejemplares, entre ellos, 4 ejemplares en estadio preimaginal, capturados en otoño (1,06%) (Tablas 3.2.2.10-11 y Figuras 3.2.2.59-60). Representaron el 8,73% del total de ejemplares de coleópteros adultos (Figura 3.2.2.58), y se capturaron en mayor número en primavera ($F= 3.752$, $P= 0.0116$) (Tabla 3.2.2.12 y Figura 3.2.2.72). Se presentaron, normalmente, al final de la fase Descomposición, con máximos en la fase Descomposición Avanzada, descendiendo posteriormente en abundancia (Figura 3.2.2.73).

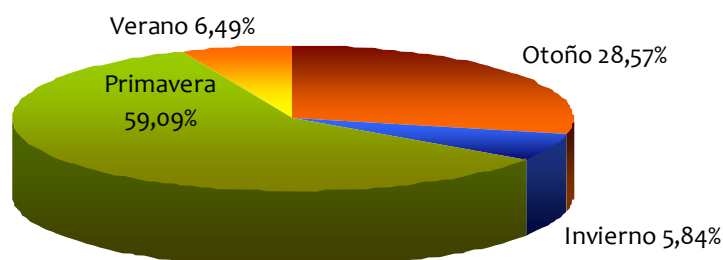


Figura 3.2.2.72. Porcentaje estacional de captura de los adultos de la familia Silphidae para ambas trampas.

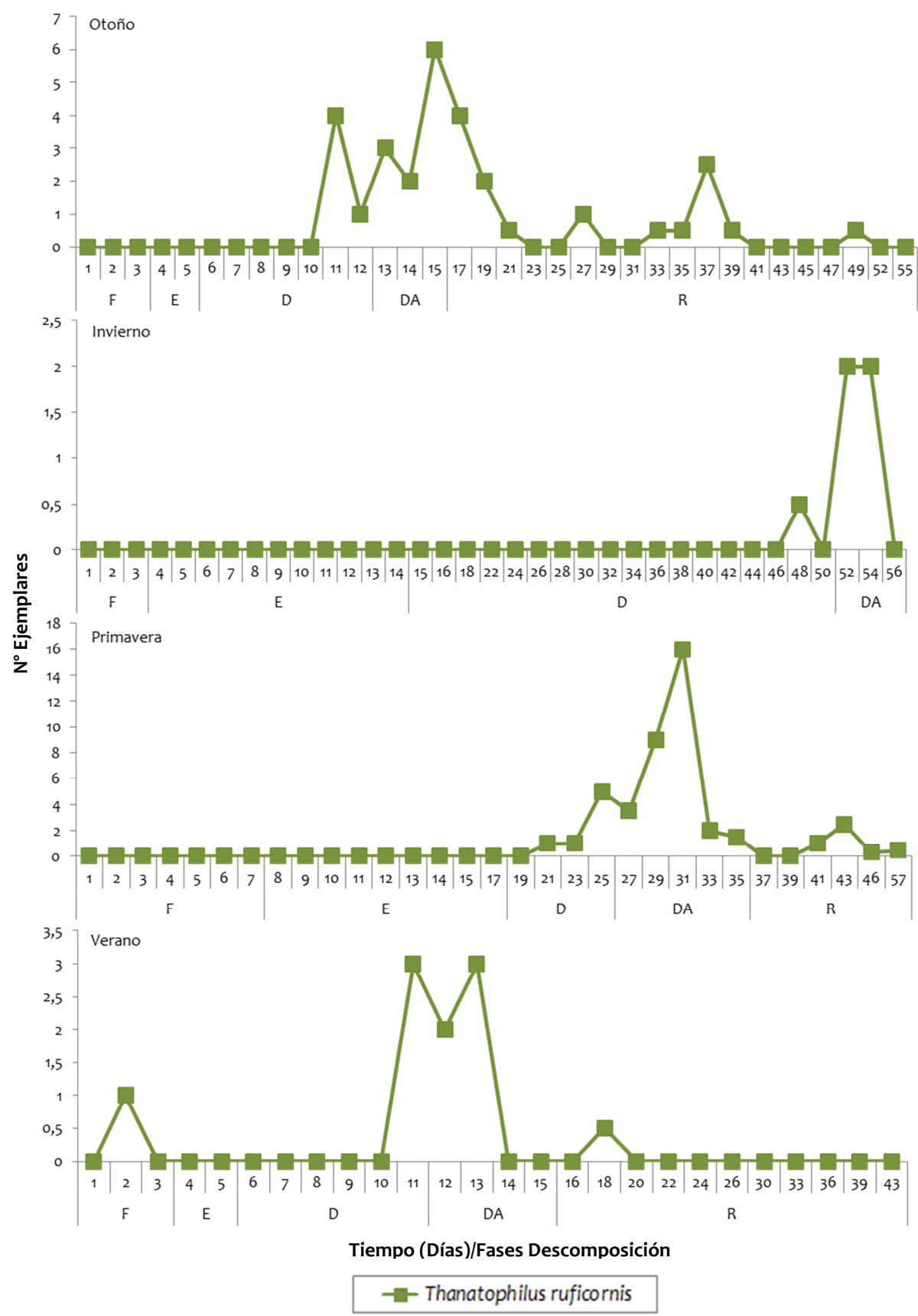


Figura 3.2.2.73. Dinámica poblacional y abundancia de la especie de *T. ruficornis* (familia Silphidae) en todas las estaciones de muestreo y para las distintas etapas del proceso de descomposición. (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

Estos resultados son similares a los encontrados por BEGOÑA GAMINDE (2015) en el mismo medio natural pero a mayor altitud y contrastan con los obtenidos en medios periurbanos en Murcia, donde la familia Silphidae resultó ser accidental (con un solo ejemplar capturado) (ARNALDOS et al., 2004a) y en Lisboa, donde tampoco resultó ser muy abundante, faltando en verano (PRADO E CASTRO et al., 2013). Estos resultados confirman que esta familia podría tener un gran valor como indicadora ambiental, además de estacional, como señalan BENBOW et al. (2013).

- Otras familias de coleópteros

Las siguientes familias de coleópteros aparecieron en muy baja abundancia. Por ello, sólo se comentarán aquellas con importancia forense reconocida o conocidas en asociación a materia animal en descomposición.

La familia Anthicidae se encuentra normalmente sobre vegetación, materia vegetal en vías de descomposición y en almacenes. Su régimen alimenticio no es suficientemente conocido. Se conocen referencias que señalan su aparición en relación con cadáveres en descomposición aunque, cuando sucede, es en muy bajo número (ARNALDOS SANABRIA, 2000; FULLER, 1934; MORÓN Y TERRÓN, 1984; TANTAWI et al., 1996). En nuestro estudio únicamente se recogieron 3 ejemplares durante el invierno (Tabla 3.2.2.10), lo que concuerda con los datos conocidos previamente en relación con la fauna sarcosaprófaga.

La familia Carabidae comprende coleópteros depredadores, tanto en fase de larva como en adulto (MONSERRAT, 1993). Se alimentan principalmente de insectos y sus larvas (ZAHRAĐNÍK, 1990). Se conocen referencias en relación con cadáveres en descomposición (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ARNALDOS SANABRIA, 2000; BENBOW et al., 2013; CHAPMAN Y SANKEY, 1955; FULLER, 1934; KAUFMANN, 1941; MORÓN Y LÓPEZ-MÉNDEZ, 1985; TANTAWI et al., 1996; RICHARDS Y GOFF, 1997) donde se les encuentra cazando larvas de insectos en los cadáveres, pero raramente en los cadáveres frescos (ZAHRAĐNÍK, 1990). En nuestro estudio se capturaron solamente 4 ejemplares en las estaciones de otoño e invierno (Tabla 3.2.2.10). Según BENBOW et al. (2013), los Carabidae caracterizan, junto con los Silphidae, la comunidad presente en la fase Descomposición Avanzada durante el invierno.

En la familia Cleridae, la mayoría de las especies son predadoras, tanto en estadio adulto como en larvario, alimentándose de estadios preimaginales de otros insectos. Se pueden encontrar en flores, vegetales, troncos secos y en restos de piel y hueso de animales (PAYNE Y KING, 1969), en particular en las fases más tardías, cuando los restos del cadáver están secos (BYRD Y CASTNER, 2010a), formando parte del componente necrófilo de la comunidad. Han sido referidos en muchos de los trabajos realizados con cadáveres animales en descomposición y en casos forenses (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2004a, 2004b, 2006; BENBOW et al., 2013; BONACCI et al., 2010; BUCHELI et al., 2009; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; GARCÍA ROJO, 2004; GARCÍA-ROJO Y HONORATO, 2006; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; PÉREZ BOTE et al., 2012; PERVEEN Y KAN, 2013; PRADO E CASTRO et al., 2013; ROMERO PALANCO et al., 2006; SANTOS et al., 2014; SERT et al., 2012; SHARANOWSKI et al., 2008; TURCHETTO et al., 2001; VITTA et al., 2007). En nuestro estudio, encontramos 25 ejemplares pertenecientes a las especies *Necrobia ruficollis* (Fabricius, 1775), con un único ejemplar capturado en otoño, *N. rufipes* (Fabricius, 1781), con 12 ejemplares capturados en todas las estaciones de muestreo, la cual es considerada, según algunos autores, tanto predadora de huevos y larvas (GOFF Y CATTS,

1990) como carroñera (FULLER, 1934) y por último *N. violacea* (Linnaeus 1758), también con 12 ejemplares capturados, uno en otoño y el resto en invierno (Tabla 3.2.2.10).

En la familia Nitidulidae la mayoría de las especies se alimentan de la savia de árboles y fluidos de frutas, aunque también hay especies predadoras y pueden formar plaga en productos almacenados. Viven en todo tipo de ambientes, bosques, campos, prados, huertas, pudiéndose encontrar en flores, bajo corteza de árboles, hongos y unas pocas especies se asocian con cadáveres y restos animales, en especial en las fases más avanzadas de la descomposición (BYRD Y CASTNER, 2010a; ZAHRADNÍK, 1990), formando parte del componente omnívoro de la comunidad (ZANETTI et al., 2015). Aparecen referidos con frecuencia en estudios sobre fauna sarcosaprófaga (ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2004a; AZWANDI et al., 2013; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; BAZ et al., 2014; BENBOW et al., 2013; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; GARCÍA ROJO, 2004; LÓPEZ DOS SANTOS, 2008; MATUSZEWSKI et al., 2010; NARANJO LÓPEZ et al., 2009; PÉREZ BOTE et al., 2012; PRADO E CASTRO et al., 2013; ROMERO PALANCO et al., 2006; SANTOS et al., 2014; SERT et al., 2012; SHARANOWSKI et al., 2008) y en relación con casos forenses (ARNALDOS et al., 2005; GARCÍA-ROJO Y HONORATO, 2006; GOFF et al., 1986; KESHAVARZI et al., 2015c; RODRÍGUEZ Y BASS, 1983). En nuestro trabajo se capturaron solamente 9 ejemplares pertenecientes a las especies: *Nitidula bipunctata* (Linnaeus, 1758), con un único ejemplar recogido en otoño, *N. carnaria* (Schaller, 1783), con 5 ejemplares capturados en todas las estaciones salvo en primavera, y tres ejemplares más, en invierno, que no han sido identificados (Tabla 3.2.2.10).

Los Tenebrionidae son básicamente herbívoros u omnívoros. Se alimentan de restos de plantas, semillas germinadas, hongos, desechos, insectos muertos, etc. (ZAHRADNÍK, 1990). Las larvas viven en restos orgánicos, madera en descomposición, bajo corteza de árboles, hongos, nidos de aves y harina. Las larvas e, incluso, los adultos pueden ocasionar daños en cultivos pero, en general, son beneficiosos porque eliminan los restos vegetales descompuestos. Se encuentran con cierta frecuencia en casas, establos, almacenes de productos y panaderías (MONSERRAT, 1993). Aunque esta familia de coleópteros ha sido citada en relación con cadáveres en descomposición (ARNALDOS et al., 2004a; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; EARLY Y GOFF, 1986; MCKINNERNEY, 1978; MORÓN et al., 1986; MORÓN Y TERRÓN, 1984; PRADO E CASTRO et al., 2013; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996), existen discrepancias en cuanto a su posición en el conjunto de la fauna sarcosaprófaga. SÁNCHEZ PIÑERO (1997) los cataloga como oportunistas facultativos, MCKINNERNEY (1978) los considera necrófagos, TANTAWI et al. (1996) no los observa en ningún caso alimentarse del cadáver ni depredando, PAYNE Y KING (1969) los considera accidentales y ARNALDOS SANABRIA (2000) omnívoros. En nuestro trabajo se recogieron 14 ejemplares adultos, en todas las estaciones del año pero, fundamentalmente, durante el invierno (Tabla 3.2.2.10), en las fases Descomposición y Restos.

Por último, se capturaron solamente 5 ejemplares de coleópteros de la Familia Trogidae, tres individuos en otoño y uno en primavera, pertenecientes a la especie *Trox scaber* (Linnaeus, 1767), y un individuo, capturado en otoño, de especie desconocida (Tabla 3.2.2.10). Han sido citados por numerosos autores (BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; DELOYA et al., 1987; JOHNSON, 1975; PAYNE Y KING, 1969; REED, 1958; SCHOENLY et al., 1991), como componentes de la fauna sarcosaprófaga.

Orden Hymenoptera

Es un orden de insectos muy extendido y diversificado, agrupa a un gran número de especies, las cuales presentan tamaños, coloraciones y ciclos vitales muy variados. Los adultos presentan una cierta homogeneidad en sus hábitos alimentarios y, salvo excepciones de algunos fitófagos, los himenópteros adultos son depredadores o nectarófagos. Las larvas, en cambio, suelen ser fitófagas o parasitoides (NIETO NAFRÍA Y MIER DURANTE, 1985).

Han sido citadas diversas familias en relación con cadáveres en descomposición (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ARNALDOS SANABRIA, 2000; ARNALDOS et al., 2004a, 2005, 2006; ÁVILA Y GOFF, 1998; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; CATTS Y HASKELL, 1990; CHAPMAN Y SANKEY, 1955; EARLY Y GOFF, 1986; FULLER, 1934; GOFF et al., 1986; HEWADIKARAM Y GOFF, 1991; JIRÓN Y CARTÍN, 1981; JOHNSON, 1975; LOUW Y VAN DER LINDE, 1993; LUEDERWALDT, 1911; MARTÍNEZ et al., 1997, 2002, 2012; MOURA et al., 1997; PAYNE, 1965; PRADO E CASTRO et al., 2014; REED, 1958; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996; TULLIS Y GOFF, 1987) considerándolas componentes necrófilos u omnívoros de la comunidad.

Los himenópteros son un grupo de potencial interés forense reconocido porque, las hormigas en general (por ejemplo, la hormiga de fuego *Solenopsis invicta*, Buren 1972), y otros grupos, como las avispas, son frecuentemente citadas debido a que sus hábitos alimenticios pueden llegar a retrasar o reducir la colonización de los dípteros, entre otros, modificando así los patrones de colonización y sucesión (ANDERSON, 2009; LINDGREN et al., 2011 cf. BENBOW et al., 2016). Por otro lado, algunas de sus familias pueden ser peligrosas y agresivas y ocasionar problemas en medios antropizados, causando, incluso, la muerte al desencadenar con su picadura un choque anafiláctico en personas sensibles a sus alérgenos (BYRD Y CASTNER, 2010a).

En nuestro trabajo el orden estuvo representado por 1145 ejemplares (Tabla 3.2.2.1), pertenecientes a 17 familias (Tabla 3.2.2.13). Las capturas obtenidas por los dos dispositivos de captura fueron más o menos similares, aunque la trampa Schoenly registró una diversidad mayor. El 100% de las capturas fueron ejemplares adultos, estando en consonancia con las características biológicas del orden, cuyos estados preimaginales no se desarrollan generalmente al aire.

De todas las familias capturadas, la familia Formicidae es la que registró una mayor abundancia a lo largo de todo el período de muestreo con 582 ejemplares (Tabla 3.2.2.13), representando ella sola el 50,83% de los himenópteros capturados (Fig. 3.2.2.74-75). Esta misma tendencia se ha observado en la Región de Murcia en un medio periurbano (ARNALDOS SANABRIA, 2000) y en otro natural cercano al de este trabajo, pero a mayor altitud (BEGOÑA GAMINDE, 2015).

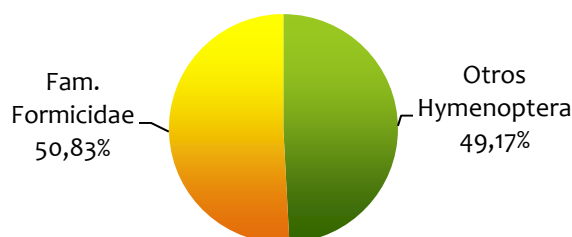


Figura 3.2.2.74. Abundancia de las capturas del orden Hymenoptera durante los cuatro periodos de muestreo para ambas trampas.

Tabla 3.2.2.13. Abundancia de las distintas familias de himenópteros capturados durante las cuatro estaciones de muestreo y para ambos dispositivos de captura.

Familias	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
Apidae	2	1	1	3	0	0	0	0	7
Braconidae	0	8	8	26	8	14	0	2	66
Ceraphronidae	0	2	0	0	1	1	0	2	6
Chrysididae	0	0	0	0	0	0	0	2	2
Diapriidae	0	1	0	2	4	3	8	15	33
Encyrtidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Eucoilidae	0	0	0	2	0	0	0	0	2
Evaniidae	0	0	0	0	0	0	1	5	6
Formicidae	47	32	1	3	54	103	183	159	582
Ichneumonidae	0	0	0	1	1	1	0	2	5
Megaspilidae	0	1	0	0	0	0	0	0	1
Mymaridae	0	3	0	0	0	0	0	0	3
Pompilidae	2	1	0	0	0	0	0	5	8
Pteromalidae	5	34	1	2	1	4	249	83	379
Sapygidae	0	0	0	0	0	0	0	1	1
Scelionidae	0	0	0	0	1	1	1	7	10
Vespidae	3	24	0	0	0	0	0	6	33
AB	59	107	11	39	70	127	442	290	1145

AB= Abundancia total; TS= Abundancia en trampa Schoenly; TC= Abundancia en trampa de caída.

Con un gran número de ejemplares encontramos después a la familia Pteromalidae y más alejadas a las familias Braconidae, Vespidae y Diapriidae (Tabla 3.2.2.13). El resto de familias no alcanzaron el 1% de representación en la comunidad de Hymenoptera (Fig. 3.2.2.75).

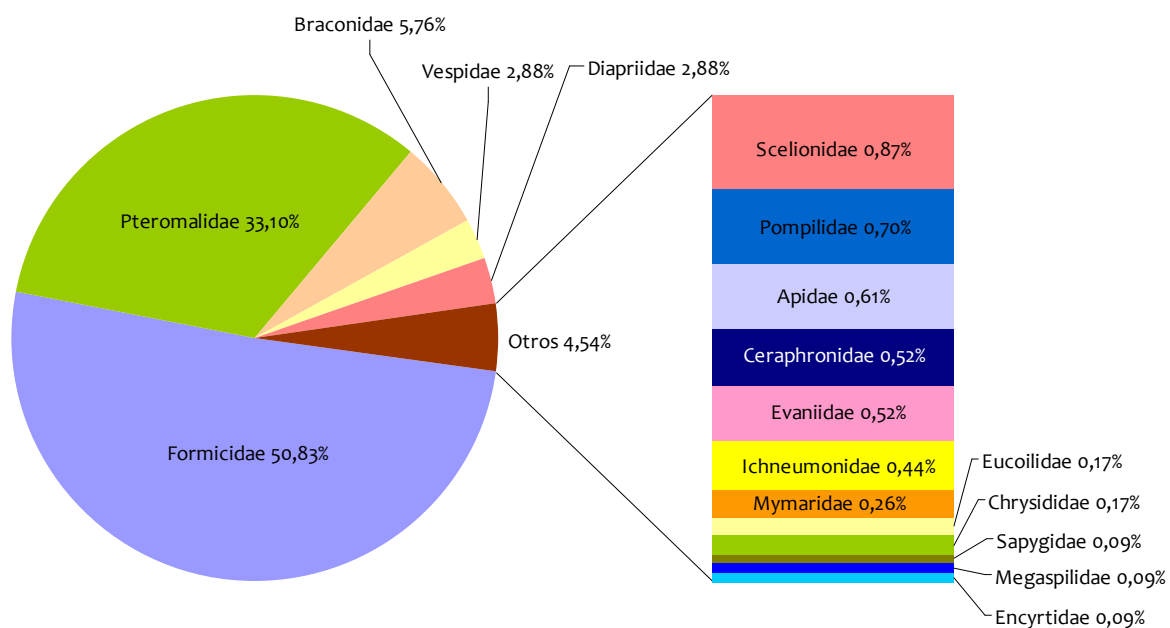


Figura 3.2.2.75. Abundancia relativa total de las familias de himenópteros capturados durante los cuatro periodos de muestreo para ambas trampas.

Para este orden, las máximas capturas se dieron en las estaciones más cálidas de acuerdo con la fenología del grupo (MEDEROS-LÓPEZ et al., 2012), (Fig. 3.2.2.76)

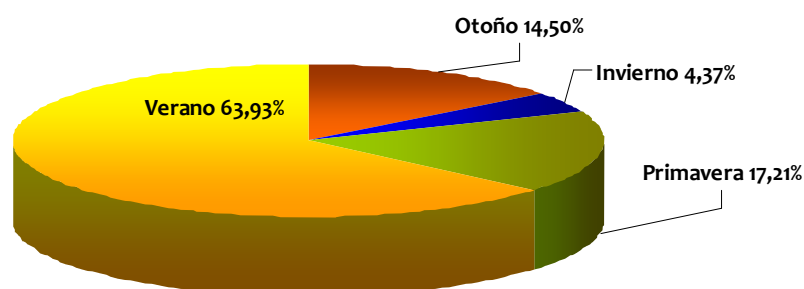


Figura 3.2.2.76. Distribución estacional del orden Hymenoptera a lo largo del estudio.

- Familia Formicidae

Se las conoce comúnmente como “hormigas”. Son insectos sociales que forman castas compuestas por una hembra fértil, machos y obreras. Su modo de vida es muy variado, las hay predadoras, fitófagas e, incluso, parásitas de otros hormigueros (MARTÍNEZ et al., 2012). En ambientes tropicales pueden llegar a ser el grupo de invertebrados más abundante en relación con un cadáver y pueden aparecer en todas las etapas de la descomposición cadavérica (SMITH, 1986). Su papel en la sucesión varía desde depredadores de huevos y larvas de insectos, en especial de dípteros y coleópteros, durante las fases tempranas de la descomposición (BYRD Y CASTNER, 2010a) hasta necrófagos, siendo citadas en la mayoría de trabajos realizados con cadáveres formando parte del componente omnívoro de la comunidad (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ARNALDOS et al., 2005; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; CHAPMAN Y SANKEY, 1955; EARLY Y GOFF, 1986; FERNÁNDEZ-ESCUDERO Y TINAUT, 1993; FULLER, 1934; GOFF et al., 1986; GOFF Y CATTS, 1990; JIRÓN Y CARTÍN, 1981; JONHSON, 1975; LÓPEZ et al., 1992; LOUW Y VAN DER LINDE, 1993; LUEDERWALT, 1911; MARTÍNEZ et al., 1997, 2002; MOURA et al., 1997; PAYNE, 1965; PRADO E CASTRO et al., 2014; REED, 1958; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996; TULLIS Y GOFF, 1987).

Su importancia en la práctica forense radica en el hecho de que algunas especies con frecuencia consumen piel y otros tejidos humanos en cadáveres expuestos, llegando a producir daños postmortem que pueden confundirse con quemaduras antemortem y alterar el patrón de manchas de sangre, interfiriendo en la investigación forense (JAYAPRAKASH, 2006). Por otro lado, pueden ser de utilidad en la estimación del IPM al considerar el tiempo necesario para el desarrollo de la colonia de las especies asociada con un cadáver (GOFF Y WIN, 1997).

Otro aspecto de gran interés es que la comunidad de formícidos sarcosaprófagos asociada a cadáveres es única en cada una de las regiones y áreas de estudiadas hasta ahora (ARNALDOS et al., 2006; BEGOÑA GAMINDE, 2015; PRADO E CASTRO et al., 2014).

En nuestro trabajo esta familia estuvo representada por 11 taxones diferentes (Tabla 3.2.2.14 y Figura 3.2.2.77), que fueron principalmente capturados durante los meses de

verano ($F= 18.63$, $P< 0.001$) (Figura 3.2.2.78), encontrándose presentes en todas las etapas de la descomposición (Figura 3.2.2.79).

Tabla 3.2.2.14. Abundancia de las distintas especies de la familia Formicidae capturadas durante las cuatro estaciones de muestreo y para ambos dispositivos de captura.

Género/Especie	Otoño		Invierno		Primavera		Verano		AB
	TC	TS	TC	TS	TC	TS	TC	TS	
<i>Aphaenogaster iberica</i>	43	19	0	1	7	2	21	17	110
<i>Camponotus sylvaticus</i>	0	2	0	0	3	2	8	34	49
<i>Camponotus cruentatus</i>	2	3	0	0	1	0	95	46	147
<i>Camponotus pilicornis</i>	0	3	1	1	3	1	0	6	15
<i>Camponotus</i> sp.	0	0	0	0	0	1	0	9	10
<i>Diplorhoptrum</i> sp.	0	0	0	0	0	0	0	1	1
<i>Formica subrufa</i>	0	1	0	0	0	0	0	0	1
<i>Lasius brunneus</i>	0	0	0	0	31	72	21	12	136
<i>Pheidole pallidula</i>	0	1	0	0	3	2	22	10	38
<i>Plagiolepis pygmaea</i>	1	2	0	1	6	23	16	24	73
Formicidae sp.	1	1	0	0	0	0	0	0	2
AB	47	32	1	3	54	103	183	159	582

AB= Abundancia Total; TS= Abundancia en Trampa Schoenly; TC= Abundancia en Trampa de caída.

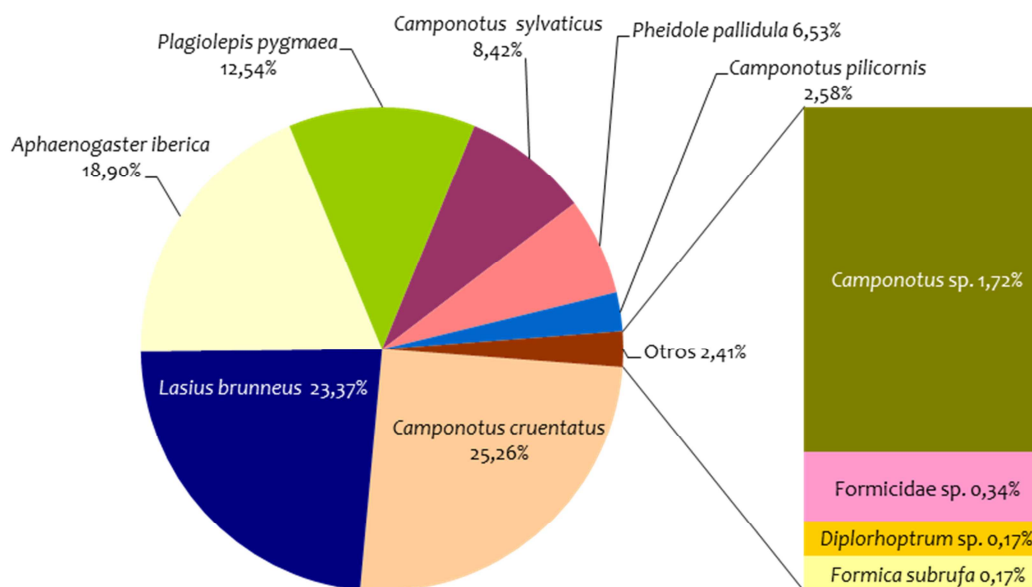


Figura 3.2.2.77. Abundancia relativa total de los taxones de la familia Formicidae capturados durante los cuatro periodos de muestreo para ambas trampas (N= 582).

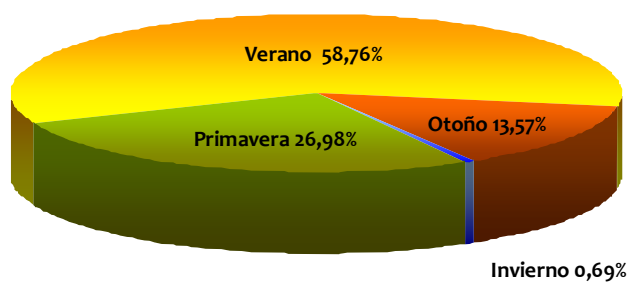


Figura 3.2.2.78. Abundancia estacional de captura de la familia Formicidae para ambas trampas.

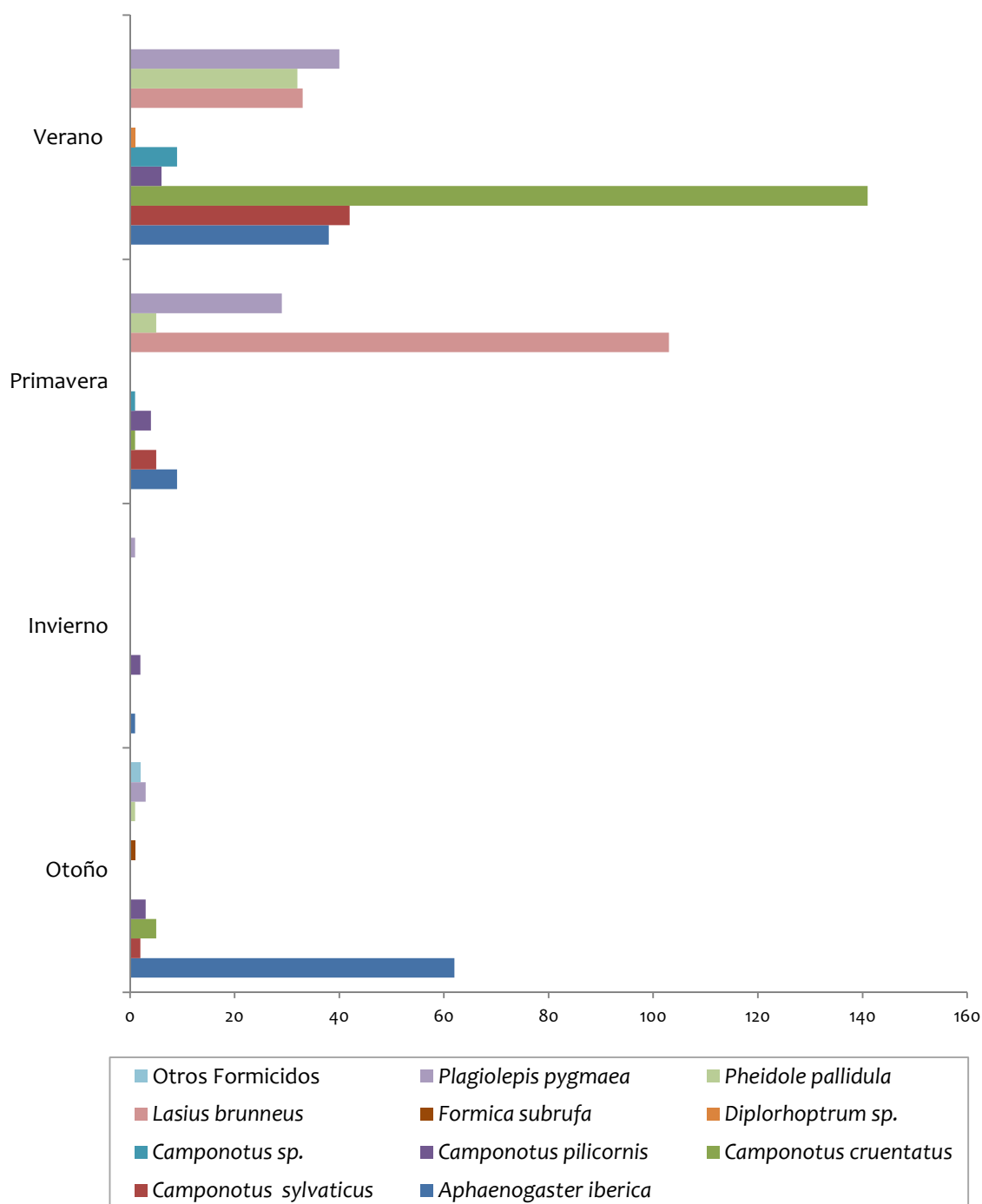


Figura 3.2.2.79. Distribución estacional y abundancia de las especies de la familia Formicidae capturadas.

En la Figura 3.2.2.80 se presenta la dinámica poblacional de las especies pertenecientes a la familia Formicidae en cada una de las estaciones anuales prospectadas. Se puede observar que, en algún caso, la captura de hormigas comenzó el primer día, justo tras la exposición del cadáver.

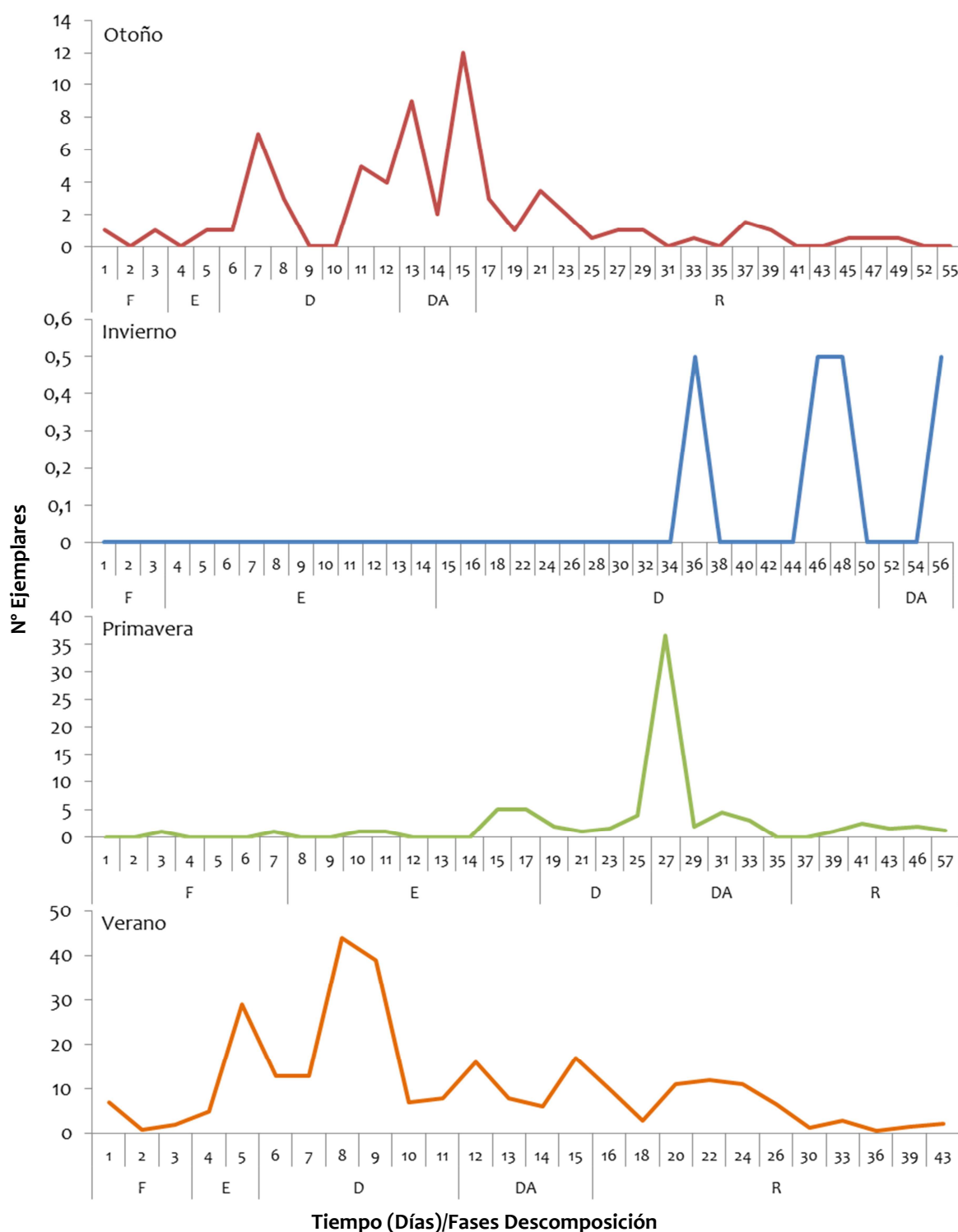


Figura 3.2.2.80. Abundancia total de ejemplares de la familia Formicidae durante los distintos periodos de muestreo y para las diferentes fases del proceso de descomposición (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

La Tabla 3.2.2.15 muestra las medias de cada factor analizado con el test de comparaciones múltiples de las especies de formícidos capturadas durante los muestreos, donde se muestra una diferencia estacional para la mayoría de especies encontrándolas principalmente en verano (Figura 3.2.2.79). Por métodos de captura se muestran diferencias significativas solamente en 2 de las especies capturadas en cuanto al tipo de trampa empleada (*Camponotus sylvaticus* y *Plagiolepis pygmaea*), no siendo en ningún caso la trampa de caída en donde se dió el mayor número de capturas.

Tabla 3.2.2.15. Abundancia media de las especies de la familia Formicidae en relación a los factores y niveles analizados. Para cada especie, letras diferentes indican diferencias estadísticamente significativas con un α de 0.05, en el test de comparaciones múltiples.

Especie	Estación				Tipo de Trampa	
	Otoño	Invierno	Primavera	Verano	Caída	Schoenly
<i>Aphaenogaster iberica</i>	0,43(a)	0,01(b)	0,09(b)	0,37(a)	0,26(a)	0,17(a)
<i>Camponotus sp.</i>	0(a)	0(a)	0,01(a)	0,04(a)	0(a)	0,02(a)
<i>Camponotus cruentatus</i>	0,05(a)	0(a)	0,01(a)	0,82(b)	0,22(a)	0,14(a)
<i>Camponotus pilicornis</i>	0,03(a)	0,02(a)	0,04(a)	0,08(a)	0,02(a)	0,06(a)
<i>Camponotus sylvaticus</i>	0,02(a)	0(a)	0,05(a)	0,41(b)	0,05(a)	0,15(b)
<i>Diplorhoptrum sp.</i>	0(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)	0(a)	0,01(a)
<i>Formica subrufa</i>	0,01(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)
<i>Lasius brunneus</i>	0(a)	0(a)	0,38(b)	0,34(ab)	0,18(a)	0,15(a)
<i>Pheidole pallidula</i>	0,01(a)	0(a)	0,06(a)	0,19(a)	0,04(a)	0,07(a)
<i>Plagiolepis pygmaea</i>	0,03(a)	0,01(a)	0,25(b)	0,41(c)	0,11(a)	0,2(b)
Otros Formícidos	0,02(a)	0(a)	0(a)	0(a)	0,01(a)	0,01(a)

La especie más abundante fue *Camponotus cruentatus* (Latreille, 1802), con 147 individuos (Tabla 3.2.2.14), lo que representa el 25,26% del total capturado (Figura 3.2.2.77). Aparecieron, fundamentalmente, en verano ($F= 18.4$, $P< 0.001$) (Tabla 3.2.2.15 y Figuras 3.2.2.78-79), desde comienzos de la etapa de descomposición (Figura 3.2.2.81). En otoño, se la encontró desde la fase Fresco hasta la fase Descomposición (Figura 3.2.2.81). El género *Camponotus* ya había sido citado con anterioridad en relación con cadáveres (ARNALDOS SANABRIA, 2000; BATTÁN HORENSTEIN et al., 2012; BEGOÑA GAMINDE, 2015; CASTILLO MIRALBÉS, 2002; EARLY Y GOFF, 1986; GOFF et al., 1986; JIRÓN Y CARTÍN, 1981; LUEDERWALT, 1911; MARTÍNEZ et al., 1997, 2002; MOURA et al. 1997; REED, 1958), pero esta especie, en concreto no había sido citada en este tipo de ambiente en la Península Ibérica.

La siguiente especie en abundancia capturada fue *Lasius brunneus* (Latreille, 1798), con 136 (23,37%) ejemplares (Tabla 3.2.2.14 y Figura 3.2.2.77), capturados durante la primavera y el verano, ($F= 2.801$, $P= 0.0406$) (Tabla 3.2.2.15 y Figura 3.2.2.79), en las primeras fases de la descomposición (Figura 3.2.2.81). Se conoce alguna referencia previa de este género en relación con cadáveres (ANDERSON Y VANLAERHOVEN, 1996; ARNALDOS SANABRIA, 2000; MARTÍNEZ et al., 2002), pero esta especie no estaba citada de este ambiente en la Península Ibérica. Es destacable que en el mismo sistema montañoso en que se realizó este trabajo, si bien a mayor altitud, no se ha detectado la presencia de esta especie en relación con cadáveres (BEGOÑA GAMINDE, 2015).

Aphaenogaster iberica Emery, 1908, especie endémica de la Península Ibérica (ESPADALER Y RIASOL, 1983), fue la tercera en abundancia, con 110 (18,90%) ejemplares capturados (Tabla 3.2.2.14 y Figura 3.2.2.77) en todas las estaciones, mayoritariamente, en otoño y verano ($F= 3.365$, $P= 0.0678$) (Tabla 3.2.2.15 y Figura 3.2.2.80). Los individuos se presentaron desde el inicio de la fase Descomposición hasta la finalización de la experiencia

(Figura 3.2.2.81). Se conocía previamente, en la Península Ibérica, en relación con cadáveres de animales en descomposición (LÓPEZ et al., 1992; MARTÍNEZ et al., 1997, 2002).

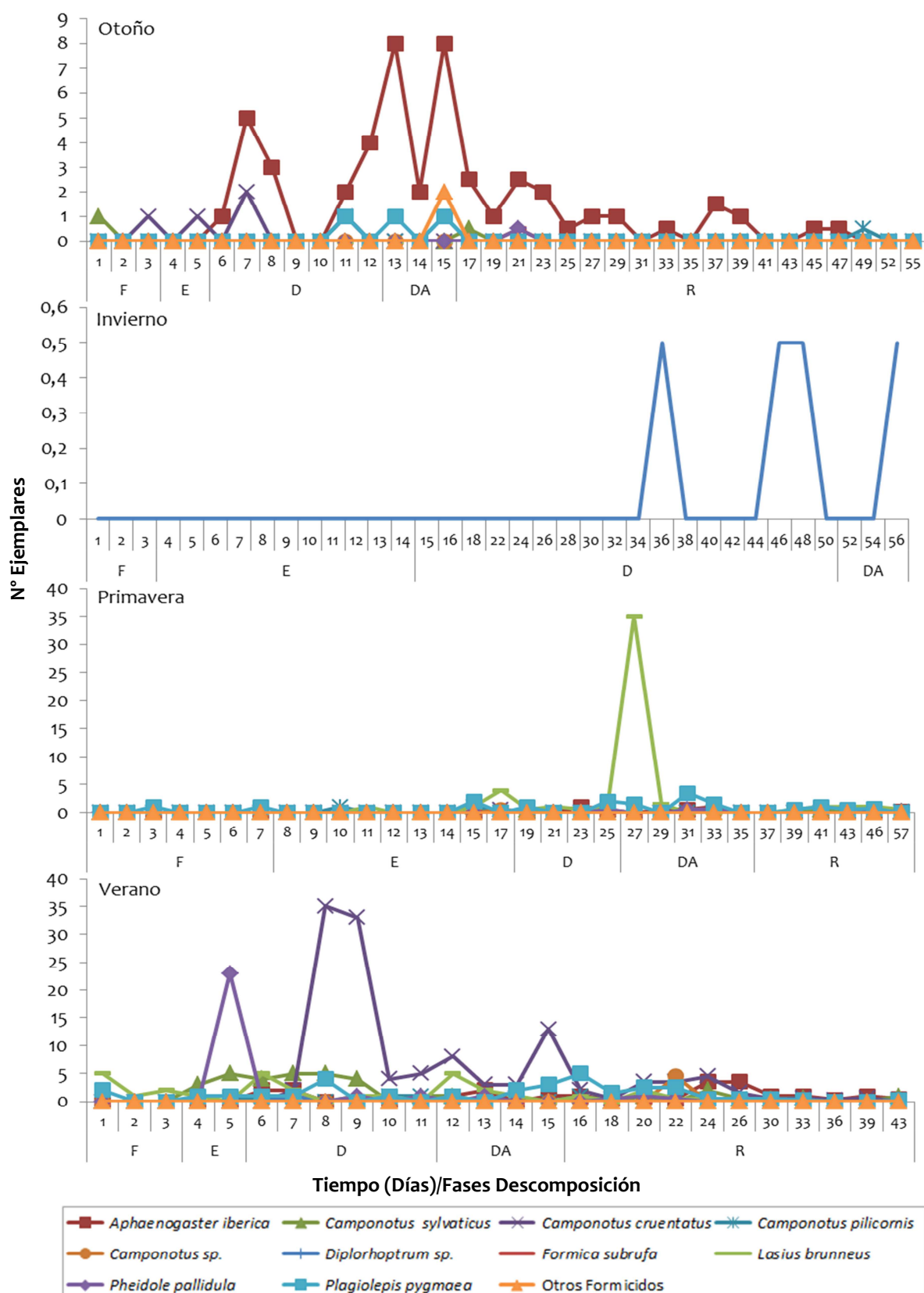


Figura 3.2.2.81. Dinámica poblacional y abundancia de las especies de la familia Formicidae en todas las estaciones de muestreo y para las distintas etapas del proceso de descomposición (F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos).

También se capturaron, aunque en menor abundancia, otras especies, como *Plagiolepis pygmaea* (Latreille, 1798), con 73 ejemplares capturados (12,54 %) (Tabla 3.2.2.14 y Figura 3.2.2.77) mayoritariamente en verano ($F= 14.34$, $P<0.001$) (Tabla 3.2.2.15 y Figura 3.2.2.79) en las primeras fases de la descomposición (Figura 3.2.2.81). Este género ha sido encontrado con anterioridad en cadáveres (ARNALDOS SANABRIA, 2000; EARLY Y GOFF, 1986; GOFF et al., 1986; MARTÍNEZ et al., 2002). Esta especie tampoco se había encontrado previamente en Sierra Espuña en relación con cadáveres (BEGOÑA GAMINDE, 2015), pero sí en el ambiente periurbano prospectado en la misma área geográfica (MARTÍNEZ et al., 2002).

Camponotus sylvaticus (Olivier, 1792), con 49 (8,42%) ejemplares capturados (Tabla 3.2.2.14 y Figura 3.2.2.77), principalmente en verano, en las primeras fases de la descomposición (Figuras 3.2.2.79 y 3.2.2.81). Aunque estaba citada del ecosistema cadavérico en un medio periurbano de la Región de Murcia (MARTÍNEZ et al., 2002), no se había recogido, con anterioridad, en relación con cadáveres en este mismo sistema montañoso (BEGOÑA GAMINDE, 2015).

De *Pheidole pallidula* (Nylander, 1849), se capturaron 38 ejemplares (6,53%) (Tabla 3.2.2.14 y Figura 3.2.2.77) fundamentalmente en verano, en la fase Enfisematosa (Figuras 3.2.2.79 y 3.2.2.81). El género ha sido citado con anterioridad en relación con cadáveres en descomposición (BATTÁN HORENSTEIN, 2012; FULLER, 1934; LUEDERWALDT, 1911; MARTÍNEZ et al., 2002; PRADO E CASTRO et al., 2014; REED, 1958) y la especie se conocía previamente del ambiente cadavérico en otras zonas de la Península Ibérica, como el Alto Aragón (CASTILLO MIRALBES, 2000) o un ambiente periurbano de la propia Región de Murcia (MARTÍNEZ et al., 2002), donde resultó la especie más abundante (ARNALDOS et al., 2004a; MARTÍNEZ et al., 2002). En el mismo sistema montañoso, a mayor altitud, se ha encontrado también en muy bajo número (BEGOÑA GAMINDE, 2015). Por tanto esta especie presenta potencial utilidad en la práctica forense como indicador geográfico y ambiental.

El resto de especies se capturaron en muy bajo número (Tabla 3.2.2.14 y Figuras 3.2.2.77 y 3.2.2.81).

Aunque FULLER (1934) opina que no son un elemento importante de la fauna sarcosaprófaga, de manera que sólo los cadáveres cercanos a los hormigueros son atacados y no tienen mucha influencia sobre los otros miembros de la comunidad, ya se ha comentado su potencial interés forense. En nuestro trabajo, se ha observado la formación de hormigueros en la proximidad del cadáver tras su exposición, al igual que lo observado por ARNALDOS SANABRIA (2000). Los individuos se localizaban predando principalmente las larvas de dípteros. Estos datos coinciden con los expuestos por la mayoría de los autores; así las hormigas habrían de considerarse omnívoras, miembros de una fauna que aprovecha la existencia de un cadáver como refugio, fuente de calor y humedad y/o provisión de alimento (MARTÍNEZ et al., 1997). Los datos aquí expuestos vienen a corroborar lo que apuntan PRADO E CASTRO et al. (2014), en el sentido de que las comunidades de formícidos sarcosaprófagos asociados con cadáveres son únicas en las distintas regiones lo que ofrece una potencial aplicación en la práctica forense como indicadores geográficos.

- Familia Pteromalidae

Es una de las familias más amplias pertenecientes a la superfamilia Chalcidoidea, con más de 4200 especies descritas y con una biología muy variada (GARRIDO Y NIEVES ALDREY, 1996; NIEVES-ALDREY Y ASKEW, 2002). La mayoría son ectoparasitoides de larvas y pupas de coleópteros, dípteros (VERDÚ, 1991), lepidópteros y otros himenópteros (PUJADE-VILLAR Y FERNÁNDEZ-GAYUBO, 2004). Otras especies forman parte de la entomofauna de ciertas agallas, como inquilinos y como parasitoides (DE LA FUENTE, 1994; NIEVES ALDREY Y ASKEW, 2002) y otras son hiperparasitoides (SUAY CANO et al., 1998). Han sido previamente citados en relación con cadáveres de diversos animales (ANDERSON, 2011; BRAACK, 1987; CASTILLO MIRALBÉS, 2001; HEWADIKARAM Y GOFF, 1991; JOHNSON, 1975; RICHARDS Y GOFF, 1997; TANTAWI et al., 1996) y en investigaciones forenses con cadáveres humanos (AMENDT et al., 2000; ANDERSON, 1995; BERMÚDEZ Y PACHAR, 2010). AMENDT et al. (2000) apunta incluso el empleo de *Nasonia vitripennis* (WALKER, 1836) como especie relevante para la estimación del IPM.

En este estudio se capturaron 379 ejemplares, principalmente en verano (Tabla 3.2.2.13 y Figura 3.2.2.82). Estuvieron presentes, en la mayoría de los casos, a partir de la fase Descomposición Avanzada, lo que concuerda con los datos existentes en relación con su aparición en fases avanzadas de la descomposición (BRAACK, 1987; TANTAWI et al., 1996).

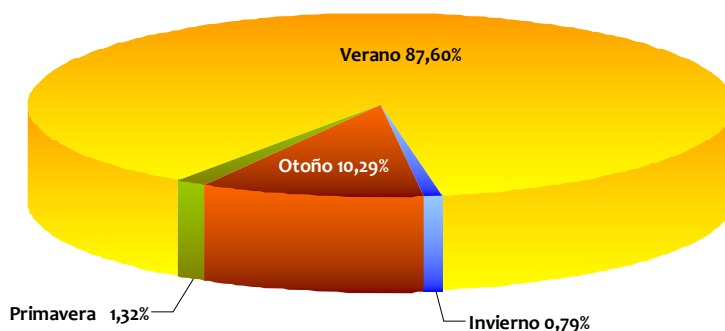


Figura 3.2.2.82. Abundancia estacional de captura de la familia Pteromalidae para ambas trampas.

- Familia Braconidae

Los braconídeos constituyen una familia con un gran número de especies, cerca de 15000, distribuidas principalmente en las zonas templadas del planeta. En la Península Ibérica está ampliamente representada (JIMÉNEZ et al., 1996). Son todos parásitos, solitarios o gregarios, específicos, oligófagos o polífagos de los estados preimaginales e imaginales de otros insectos (BERLAND, 1976; GRANDI, 1984; JIMÉNEZ et al., 1996; SCARAMOZZINO, 1997) como coleópteros, lepidópteros (GIL-T, 2004), dípteros de diversas familias (DOCAVO, 1955) y pulgones (AGUIRRE SEGURA Y TIZADO MORALES, 1993). Resultan de utilidad en programas de lucha biológica en sistemas tropicales y subtropicales (MONSERRAT, 1993) y en España (OBALLE et al., 1995).

Aunque se han encontrado previamente en estudios de fauna sarcosaprófaga (ANDERSON, 2011; ÁVILA Y GOFF, 1998; CASTILLO MIRALBÉS, 2001; CHAPMAN Y SANKEY, 1955; CIFUENTES ORTIZ et al., 2009; JOHNSON, 1975; RICHARDS Y GOFF, 1997; SEGURA et al., 2010), solamente PAYNE (1965) los cita como presentes en un número digno de consideración. Su interés en la práctica forense lo demostraron DISNEY Y MUNK (2004),

quienes los utilizaron para la estimación del IPM como sustitutos de los dípteros fóridos del cadáver, a los que habían parasitado.

En nuestro trabajo se capturaron 66 ejemplares, fundamentalmente en invierno y primavera (Tabla 3.2.2.13 y Figura 3.2.2.83). El mayor número de ejemplares recogido estuvo asociado a las últimas fases de la descomposición, lo que concuerda con el carácter necrófilo parasitoide del grupo.

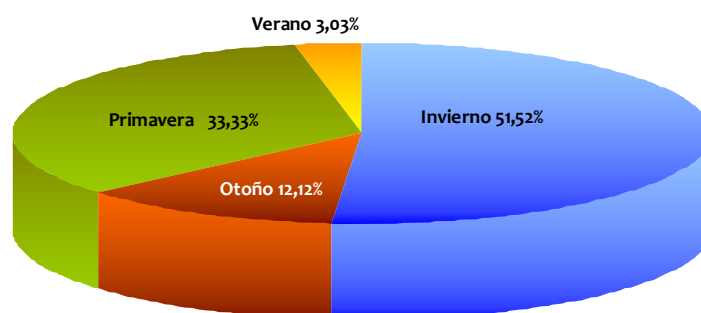


Figura 3.2.2.83. Abundancia estacional de captura de la familia Braconidae para ambas trampas.

- Familia Diapriidae

Viven en lugares húmedos, como musgos, humus y material en descomposición frecuentado por dípteros a los que parasitan. Son endoparásitos de puparios de dípteros (MONSERRAT, 1993) y también pueden parasitar larvas de coleópteros (BERLAND, 1976).

Se han recogido diapríidos en distintos trabajos con cadáveres (ARNALDOS et al., 2004a; EARLY Y GOFF, 1986; FULLER, 1934; GOFF et al., 1986; RICHARDS Y GOFF, 1997).

En nuestro estudio se capturaron 33 ejemplares, la mayoría en primavera y verano (Tabla 3.2.2.13 y Figura 3.2.2.84) y al igual que la familia anterior también estuvo ligada a las últimas fases de la descomposición, evidenciando su carácter necrófilo dentro de la comunidad.

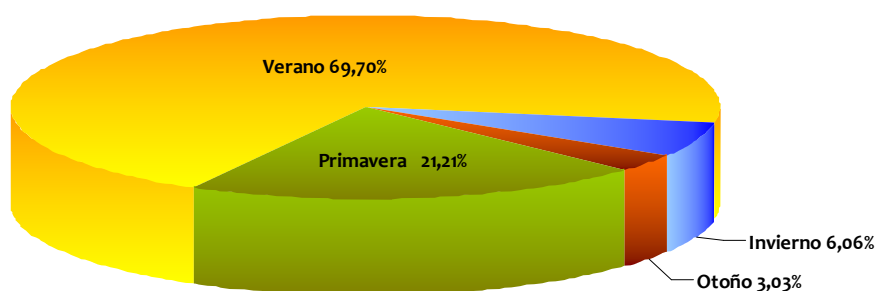


Figura 3.2.2.84. Abundancia estacional de captura de la familia Diapriidae para ambas trampas.

- Familia Vespidae

Conocidos comúnmente como “avispas”, forman una extensa familia cosmopolita y diversa con alrededor de 5000 especies, de vida solitaria como sociales (BORROR et al., 1989).

Se las ha observado alimentándose directamente de los tejidos del cadáver y de los fluidos que rezuman durante los primeros estados de la descomposición (CHAPMAN & SANKEY, 1955; GOFF Y CATTS, 1990; PAYNE, 1965; REED, 1958; RICHARDS Y GOFF, 1997). Sin embargo, también son frecuentes predadoras de larvas y adultos de dípteros presentes en los restos.

En nuestro trabajo se han capturado un total de 33 ejemplares en otoño y verano (Tabla 3.2.2.13 y Figura 3.2.2.85), fundamentalmente desde la fase Enfisematosa hasta la fase Descomposición Avanzada, pero también se han encontrado algunos ejemplares aislados en la fase Restos, lo cual coincide con lo anteriormente expuesto indicando de este modo su carácter omnívoro.

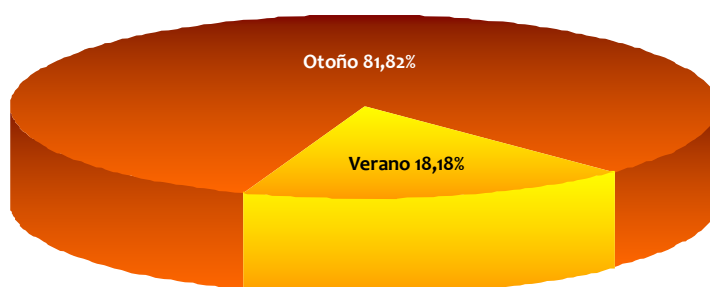


Figura 3.2.2.85. Abundancia estacional de captura de la familia Vespidae para ambas trampas.

3.3. Estudio de la comunidad

3.3.1. Grupos ecológicos dentro de la comunidad

Como ya se ha comentado anteriormente, los niveles tróficos asociados con la descomposición de cadáveres animales comprenden cinco grupos ecológicos dentro de la comunidad (ARNALDOS et al., 2001; BYRD Y CASTNER, 2010b; JOHNSON, 1975; LECLERCQ, 1996; LECLERCQ Y VERSTRAETEN, 1993; PAYNE, 1965; REED, 1958; SMITH, 1986): especies necrófagas, necrófilas, omnívoras, oportunistas y accidentales.

La siguiente tabla representa los taxones pertenecientes a dípteros, coleópteros e himenópteros capturados y el grupo ecológico al que pertenecen. A grandes rasgos, podríamos decir que los necrófagos estarían representados principalmente por dípteros braquíceros, los necrófilos lo constituirían principalmente los coleópteros y los omnívoros serían los himenópteros pertenecientes a la familia Formicidae (Tabla 3.3.1.1).

Tabla 3.3.1.1. Categoría ecológica de los taxones pertenecientes a los órdenes Coleoptera, Diptera e Hymenoptera, pertenecientes a la familia Formicidae, capturados.

Orden	Suborden	Familia / Subfam.	Género y Especie	Nc	Nf	Om	Op	Ac
Coleoptera		Anthicidae				★		
		Bostrichidae						★
		Carabidae			★			
		Cleridae	<i>Necrobia ruficollis</i>		★			
			<i>Necrobia rufipes</i>		★			
			<i>Necrobia violacea</i>		★			

Orden	Suborden	Familia / Subfam.	Género y Especie	Nc	Nf	Om	Op	Ac
		Cryptophagidae					★	
		Curculionidae						★
		Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>	★				
			<i>Dermestes pardalis</i>	★				
			<i>Dermestes undulatus</i>	★				
			<i>Dermestes</i> sp.	★				
		Elateridae						★
		Eucnemidae						★
		Histeridae	<i>Margarinotus marginatus</i>		★			
			<i>Saprinus caerulescens</i>		★			
			<i>Saprinus deterius</i>		★			
			<i>Saprinus furvus</i>		★			
			<i>Saprinus lautus</i>		★			
			<i>Saprinus lugens</i>		★			
			<i>Saprinus melas</i>		★			
			<i>Saprinus politus</i>		★			
			<i>Saprinus subnitescens</i>		★			
			<i>Saprinus</i> sp.		★			
			Histeridae sp.		★			
		Latridiidae						★
		Leiodidae					★	
		Lyctidae						★
		Nitidulidae	<i>Nitidula bipunctata</i>			★		
			<i>Nitidula carnaria</i>			★		
			<i>Nitidulidae</i> sp.			★		
		Pselaphidae			★			
		Ptiliidae					★	
		Ptinidae		★				
		Scarabeidae	<i>Onthophagus</i> sp.				★	
			<i>Scarabaeus laticollis</i>				★	
		Silphidae	<i>Thanatophilus ruficornis</i>	★				
		Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus</i>		★			
			<i>Ocypus</i> sp.				★	
			<i>Quedius</i> sp.				★	
			<i>Staphylinidae</i> sp.		★		★	
		Aleocharinae		★	★			
		Tenebrionidae				★		
		Trogidae	<i>Trox scaber</i>			★		
			<i>Trogidae</i> sp.			★		

Orden	Suborden	Familia / Subfam.	Género y Especie	Nc	Nf	Om	Op	Ac
Diptera	Brachycera	Agromyzidae						★
		Anthomyiidae		★				
		Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	★				
			<i>Calliphora vomitoria</i>	★				
			<i>Chrysomya albiceps</i>	★	★			
			<i>Lucilia caesar</i>	★				
			<i>Phaenicia sericata</i>	★				
			<i>Phormia regina</i>	★				
		Polleniinae			★			
		Rhiniinae					★	
		Camillidae					★	
		Carnidae		★				
		Chloropidae					★	
		Clusiidae						★
		Conopidae					★	
		Dolichopodidae			★			
		Drosophilidae					★	
		Empididae			★			
		Fanniidae		★				
		Heleomyzidae		★				
		Hybotidae						★
		Muscidae	<i>Hydrotaea</i> sp.	★				
			<i>Musca domestica</i>	★				
			<i>Muscina levida</i>	★				
			<i>Muscina prolapsa</i>	★				
			<i>Muscina stabulans</i>	★	★			
			<i>Phaonia</i> sp.	★				
			<i>Muscidae</i> sp.	★				
		Oдиниidae						★
		Phoridae		★				
		Piophilidae		★				
		Rhinophoridae					★	
		Sarcophagidae		★				
		Sciomyzidae						★
		Sphaeroceridae		★				
		Syrphidae						★
		Tachinidae			★			
		Trixoscelididae		★				
		Ulidiidae						★

Orden	Suborden	Familia / Subfam.	Género y Especie	Nc	Nf	Om	Op	Ac
Hymenoptera	Nematocera	Vermileonidae			★			
		Cecidomyiidae					★	
		Ceratopogonidae						★
		Chaoboridae						★
		Chironomidae						★
		Mycetophilidae					★	
		Simuliidae						★
		Scatopsidae					★	
		Sciaridae					★	
		Trichoceridae					★	
		Tipulidae						★
		Otros Nematóceros						★
	Apidae	Apidae						★
		Braconidae			★			
		Ceraphronidae					★	
		Chrysididae			★			
		Diapriidae			★			
		Encyrtidae			★			
		Eucoilidae			★			
		Evaniidae					★	
		Formicidae	<i>Aphaenogaster iberica</i>				★	
			<i>Camponotus sylvaticus</i>				★	
			<i>Camponotus cruentatus</i>				★	
			<i>Camponotus pilicornis</i>				★	
			<i>Camponotus sp.</i>				★	
			<i>Diplorhoptrum sp.</i>				★	
			<i>Formica subrufa</i>				★	
			<i>Lasius brunneus</i>				★	
			<i>Pheidole pallidula</i>				★	
			<i>Plagiolepis pygmaea</i>				★	
			Formicidae sp.				★	
		Ichneumonidae			★			
		Megaspilidae			★			
		Mymaridae					★	
		Pompilidae			★			
		Pteromalidae			★			
		Sapygidae			★			
		Scelionidae			★			
		Vespidae			★			

Nc: necrófagos, Nf: necrófilos, Om: omnívoros, Op: oportunistas, Ac: accidentales.

En nuestro trabajo los necrófagos fueron los individuos capturados en mayor abundancia (Figura 3.3.1.1), siendo, dentro de este grupo, los dípteros braquíceros los principales representantes, tanto numéricamente como en diversidad de especies. Los dípteros ocupan esta categoría ecológica durante la fase larvaria de su desarrollo. En este grupo ecológico, los coleópteros están fundamentalmente representados por las especies de las familias Dermestidae y Silphidae (Tabla 3.3.1.1).

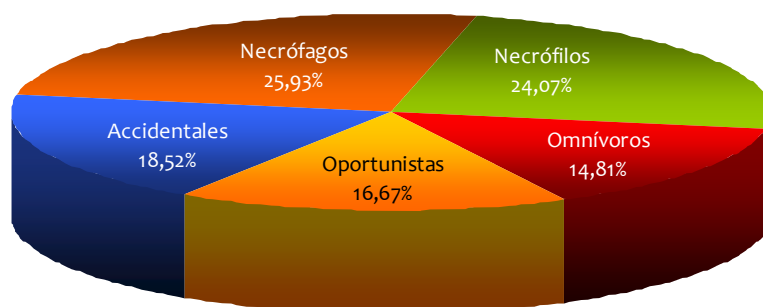


Figura 3.3.1.1. Porcentaje de taxones en cada grupo ecológico para los órdenes Diptera, Coleoptera y la familia Formicidae.

Los necrófilos se alimentan de presas, generalmente larvas de dípteros, ya sea por predación o bien por parasitismo, siendo la proporción de los taxones dentro este grupo ecológico de aproximadamente el 24 % (Figura 3.3.1.1). El primer grupo de necrófilos, los que predan, estuvo constituido por varias especies de la familia Staphylinidae (Coleoptera), entre ellas *Creophilus maxillosus*, que fue observada depredando larvas de dípteros tanto en estado adulto como larvario, y también por las especies de la familia Cleridae (Coleoptera). Los géneros *Hister* y *Margarinotus* (Histeridae, Coleoptera) también están considerados dentro de este grupo (Tabla 3.3.1.1). Aunque los dípteros en este trabajo son considerados netamente necrófagos, cabe destacar que *Chrysomya albiceps* (Calliphoridae), durante el segundo y tercer estadios larvarios, puede depredar larvas de dípteros de I y II estadios, tanto de su especie como de otras, además de larvas de derméstidos (FARIA et al., 1999; FARIA Y GODOY, 2001), mostrando de esta manera un comportamiento necrófilo. Si bien este comportamiento no fue directamente observado, algunos de los resultados obtenidos sugieren predación de estas especies. Este tipo de interacción puede tener graves implicaciones en la estructura de la comunidad de especies necrófagas, dado que el cadáver puede ser monopolizado por *Chrysomya albiceps* (GRASSBERGER et al., 2003). Esto podría explicar la baja proporción, o incluso la ausencia, de individuos de otras especies de dípteros emergidos en la segunda generación en este estudio, tanto de ésta como de otras especies de califóridos; por esto, esta especie puede ser considerada un componente tanto necrófago como necrófilo de la comunidad sarcosaprófaga (Tabla 3.3.1.1). El segundo grupo, los necrófilos parasitoides, estarían representados por la mayoría de las hembras de los himenópteros no formícidos (Tabla 3.3.1.1), que dejan sus huevos sobre o dentro del hospedador, en este caso fundamentalmente larvas y/o pupas de dípteros, matando las crías a la presa al alimentarse de ellas antes de emerger.

Los omnívoros pueden alimentarse tanto de la materia orgánica en descomposición como de las larvas de moscas y otros necrófagos. Todas las especies de la familia Formicidae se encuentran incluidas dentro de este grupo ecológico. Los coleópteros también están representados en este grupo por las familias Anthicidae, Nitidulidae, Tenebrionidae y Trogidae (Tabla 3.3.1.1).

Los oportunistas, fueron el cuarto grupo ecológico en abundancia (Figura 3.3.1.1). En esta categoría, fueron encontrados dípteros braquíceros y nematóceros, además de distintas familias de coleópteros y algunas familias de himenópteros no formícidos (Tabla 3.3.1.1).

Algunos grupos son considerados accidentales, ya que su presencia dentro de la comunidad se considera que se debe al azar, no guardando ninguna asociación aparente con la materia orgánica ni con los necrófagos. Este nivel ecológico puede estar representado por una amplia variedad de taxones (Tabla 3.3.1.1).

Si se comparan estos resultados con los datos obtenidos por ARNALDOS SANABRIA (2000), en un ambiente periurbano, y BEGOÑA GAMINDE (2015), en el mismo ambiente natural que en este trabajo, pero a 1500 m de altitud, en la Región de Murcia (Figura 3.3.1.2), se observa cierta variabilidad en las proporciones de las distintas categorías. En el caso de necrófilos y accidentales, vemos que presentan unos porcentajes muy similares en los tres casos. Siempre observamos mayores porcentajes en los ambientes naturales con respecto a la zona periurbana salvo en los omnívoros, con porcentajes muy superiores en el área periurbana con respecto a la natural. Esto podría explicarse por la presencia mayoritaria en el área periurbana de *Pheidole pallidula*, formícido que resultó extremadamente abundante (el más abundante) como consecuencia del tipo de forrajeo que practica. También es de destacar que en nuestro trabajo se da el menor porcentaje de necrófagos, por debajo incluso que en el medio periurbano, consecuencia seguramente de las características geomorfológicas y ambientales de la zona de estudio (ladera escarpada y umbría boscosa).

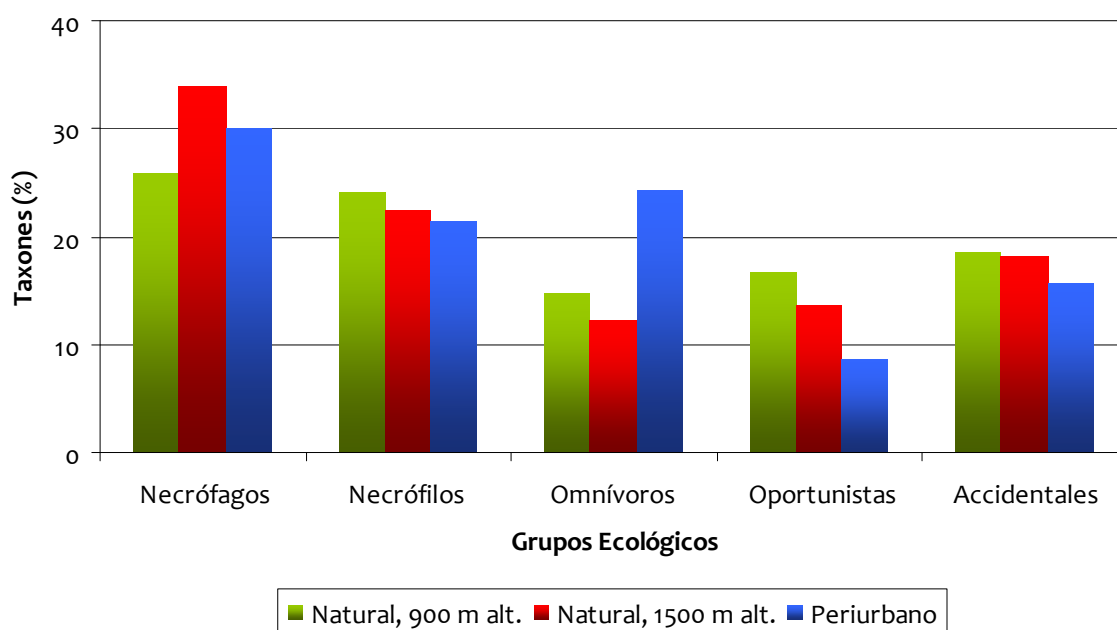


Figura 3.3.1.2. Porcentaje de captura, en número de taxones, de los distintos grupos ecológicos considerados de la comunidad sarcosaprófaga (considerados como grupos tróficos) recogidos en los tres estudios comparados.

Así, aun cuando los resultados numéricos puedan apuntar, en algunos casos, a una cierta similitud entre las distintas comunidades en función de sus categorías ecológicas, estos resultados indican que la estructura fina de la comunidad manifiesta diferencias en ocasiones notables.

3.3.2. Índices de diversidad de la comunidad

Algunos autores consideran que la riqueza y diversidad de especies aumentan en número con el tamaño de los cadáveres (DENNO Y COTHRAN, 1975; WELLS Y GREENBERG, 1994). Sin embargo, trabajos como los de HEWADIKARAM Y GOFF (1991) y KUUSELA Y HANSKI (1982) muestran resultados contrarios. Al respecto, se puede apuntar que ARNALDOS et al. (2004a) realizaron un estudio de la comunidad sarcosaprófaga en una zona periurbana de la Región de Murcia sobre carcasas de pollo, obteniendo alrededor de 208 taxones diferentes, riqueza superior a la observada por otros autores en cadáveres más grandes, lo que puede ser consecuencia del tipo de dispositivo de captura empleado.

En este estudio se puede ver que la comunidad de artrópodos asociados a los cadáveres en las cuatro estaciones de muestreo presentó una elevada riqueza de taxones, con más de 100 taxones representados pertenecientes solamente a dípteros, coleópteros y formícidos.

Para caracterizar la diversidad con relación a las distintas estaciones muestreadas y al tipo de trampa empleada en relación a las distintas fases de la descomposición se emplearon los siguientes índices faunísticos: Shannon (H), Margalef (d), Simpson (λ) y de Uniformidad (J), ya que son los índices más empleados a fin de realizar comparaciones con trabajos de otros autores.

Como ya ha sido apuntado anteriormente, solamente fueron analizados los taxones Diptera, Coleoptera y, dentro de los Hymenoptera, la familia Formicidae, dada su relevancia en cuanto a abundancia y riqueza de especies. La tabla 3.3.2.1 muestra los valores de estos índices faunísticos para cada uno de estos grupos.

Tabla 3.3.2.1. Índices faunísticos de los grupos más relevantes capturados en las diferentes estaciones y para ambas trampas.

Estación	Trampa	Dípteros				Coleópteros				Formícidos			
		d	J	H	λ	d	J	H	λ	d	J	H	λ
Otoño	TC	2,66	0,81	3,16	0,13	3,33	0,64	2,62	0,25	0,78	0,27	0,55	0,84
	TS	4,16	0,43	2,26	0,34	4,07	0,61	2,78	0,23	2,02	0,69	2,06	0,36
Invierno	TC	1,81	0,41	1,45	0,57	2,86	0,52	1,94	0,47	-	-	0,00	-
	TS	2,66	0,40	1,86	0,37	3,68	0,67	2,99	0,21	1,82	1,00	1,59	0,00
Primavera	TC	2,55	0,75	2,86	0,18	3,17	0,70	2,73	0,27	1,50	0,71	2,00	0,36
	TS	3,96	0,59	3,00	0,19	3,58	0,63	2,83	0,22	1,30	0,46	1,31	0,54
Verano	TC	3,81	0,79	3,60	0,11	2,13	0,59	2,19	0,29	0,96	0,80	2,08	0,32
	TS	4,29	0,60	3,24	0,17	2,95	0,68	2,77	0,21	1,58	0,86	2,74	0,17

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. TC: Trampa de caída y TS: Trampa Schoenly.

Analizando la diversidad de cada uno de estos taxones en las distintas estaciones muestreadas y el tipo de trampa empleada (Tabla 3.3.2.1), se observa que, según el índice de diversidad de Shannon (H), el verano fue la estación con mayor diversidad de dípteros para ambas trampas, en el caso de los coleópteros, la mayor diversidad la encontramos en invierno y en la trampa Schoenly, y para las hormigas, como era de esperar, la mayor diversidad se dio también en verano, curiosamente en la trampa Schoenly a pesar de ser individuos marchadores.

Analizando ahora la diversidad total de cada uno de estos taxones en las distintas estaciones y el tipo de trampa en relación con las diferentes fases de la descomposición caracterizadas (Tabla 3.3.2.2), a grandes rasgos se observa, en el caso de los dípteros, y según indica el índice de Shannon (H), que la fase Restos es la más diversa en otoño para la trampa Schoenly. En invierno, sin embargo, la fase de la descomposición donde se observó mayor diversidad de dípteros fue la fase Descomposición pero, en este caso, para la trampa de caída, debido a que este índice es muy susceptible a la abundancia, a pesar de recogerse, en este caso, un menor número de taxones. En primavera, aunque en la fase Restos y Descomposición se observa una gran abundancia de especies, es en la fase Descomposición Avanzada, para la trampa Schoenly, en donde se observan mayores valores de diversidad. En verano, aunque en la fase Restos se observa también gran diversidad de especies, es en la fase Descomposición, y para la trampa de caída, como ha ocurrido en invierno, donde se observa la mayor diversidad de especies.

En un análisis más fino de la diversidad, las Figuras 3.3.2.1-4 muestran los registros gráficos de las fluctuaciones en la diversidad (H, λ y d), abundancia (N) y uniformidad (J) de especies a lo largo de los distintos días de muestreo en cada una de las estaciones anuales, relacionadas con las distintas fases de la descomposición.

Así, para el caso de los dípteros en otoño, el día que registró mayor diversidad (H) fue al finalizar la fase Descomposición Avanzada, sobre el día 15 de muestreo (Figura 3.3.2.1). En invierno, los máximos días en diversidad también se dieron en la fase Descomposición Avanzada, pero en este caso finalizando el muestreo, sobre el día 54 (Figura 3.3.2.2). En primavera, sin embargo, el máximo en diversidad se registró al finalizar la fase Descomposición, en el día 27 tras la exposición del cadáver (Figura 3.3.2.3) y en verano, aunque se da una cierta continuidad en cuanto a diversidad a lo largo de toda la estación muestreada desde el final de la fase enfisematosa, el máximo en diversidad se da curiosamente en la fase Restos hacia el día 36 del muestreo (Figura 3.3.2.4).

Tabla 3.3.2.2. Índices biológicos de dípteros, diferenciando fases de la descomposición y separando trampas.

Estación	Fases Descomp.	Trampa	S	N	d	J	H	λ
Otoño	F	TC	2	2	1.44	1.00	1.00	0.00
		TS	4	34	0.85	0.75	1.50	0.40
	E	TC	4	13	1.17	0.89	1.78	0.27
		TS	9	241	1.46	0.41	1.32	0.61
	D	TC	8	96	1.53	0.74	2.22	0.27
		TS	22	6205	2.41	0.33	1.47	0.45
	DA	TC	7	311	1.05	0.13	0.38	0.91
		TS	17	1414	2.21	0.56	2.27	0.27
	R	TC	4	18	1.04	0.85	1.70	0.31
		TS	15	454	2.29	0.61	2.38	0.27
Invierno	F	TC	2	3	0.91	0.92	0.92	0.33
		TS	2	9	0.46	0.50	0.50	0.78
	E	TC	2	2	1.44	1.00	1.00	0.00
		TS	8	64	1.68	0.39	1.16	0.66
	D	TC	13	80	2.74	0.85	3.16	0.12
		TS	32	4874	3.65	0.40	2.02	0.33
	DA	TC	5	18	1.38	0.89	2.06	0.23
		TS	24	1088	3.29	0.50	2.27	0.34
Primavera	F	TC	2	4	0.72	1.00	1.00	0.33
		TS	4	8	1.44	0.88	1.75	0.25
	E	TC	5	9	1.82	0.89	2.06	0.19
		TS	14	414	2.16	0.37	1.39	0.47
	D	TC	10	47	2.34	0.88	2.93	0.14
		TS	28	929	3.95	0.58	2.79	0.23
	DA	TC	6	51	1.27	0.76	1.95	0.33
		TS	19	374	3.04	0.71	3.02	0.19
	R	TC	9	53	2.02	0.83	2.62	0.19
		TS	22	1478	2.88	0.67	2.98	0.17
Verano	F	TC	4	14	1.14	0.65	1.29	0.51
		TS	7	24	1.89	0.76	2.14	0.28
	E	TC	2	4	0.72	0.81	0.81	0.50
		TS	8	31	2.04	0.77	2.30	0.26
	D	TC	17	112	3.39	0.82	3.34	0.12
		TS	27	3675	3.17	0.65	3.09	0.18
	DA	TC	14	171	2.53	0.82	3.11	0.13
		TS	25	3791	2.91	0.60	2.78	0.21
	R	TC	17	118	3.35	0.80	3.25	0.14
		TS	37	3649	4.39	0.62	3.21	0.17

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly. Fases de la descomposición: F= Fresco, E= Enfisematoso, D= Descomposición, DA= Descomposición Avanzada, R= Restos.

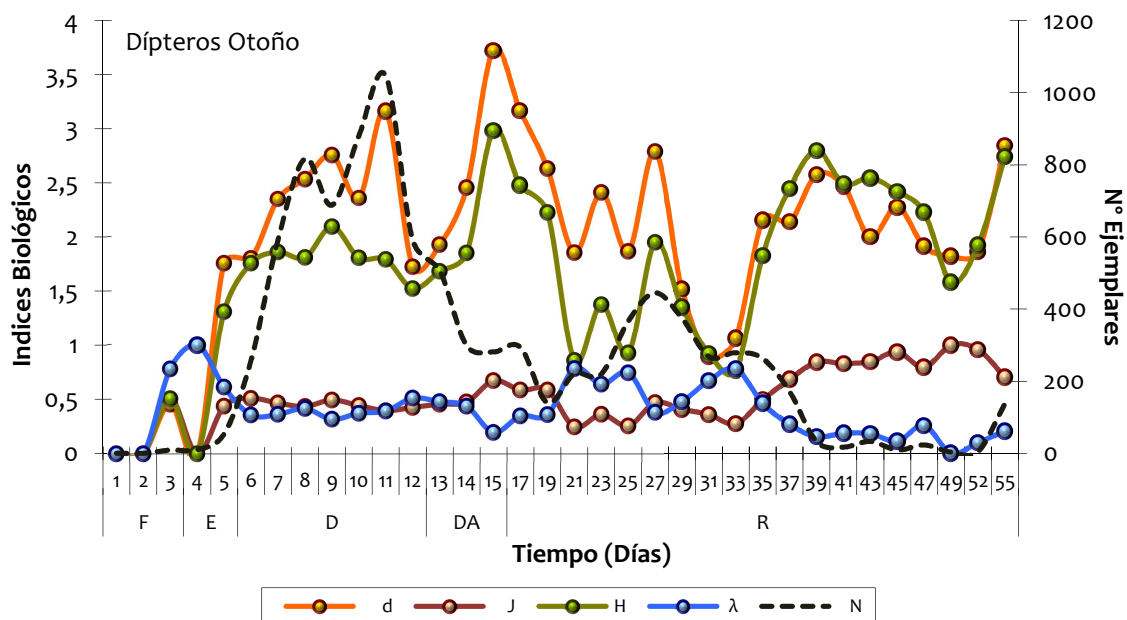


Figura 3.3.2.1. Índices biológicos diarios de dípteros en otoño para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

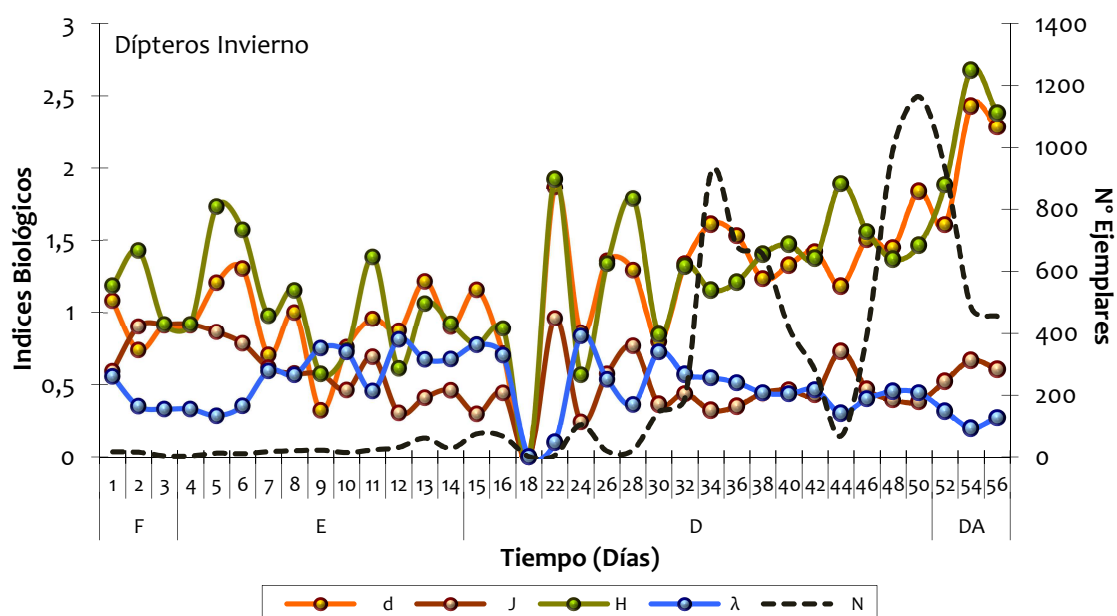


Figura 3.3.2.2. Índices biológicos diarios de dípteros en invierno para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

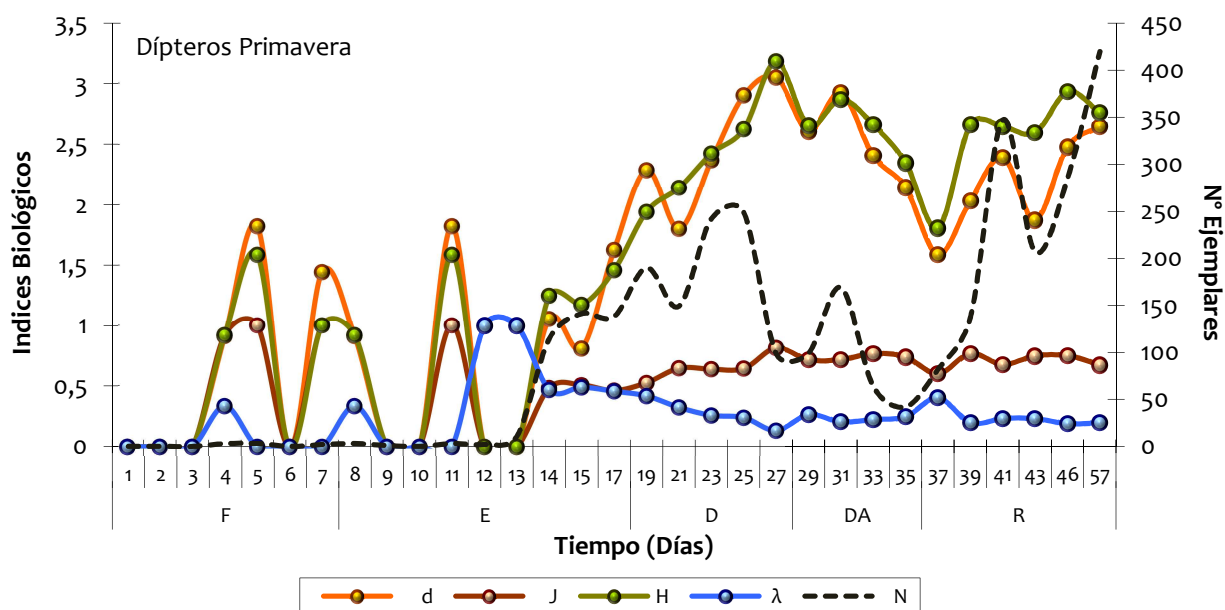


Figura 3.3.2.3. Índices biológicos diarios de dípteros en primavera para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

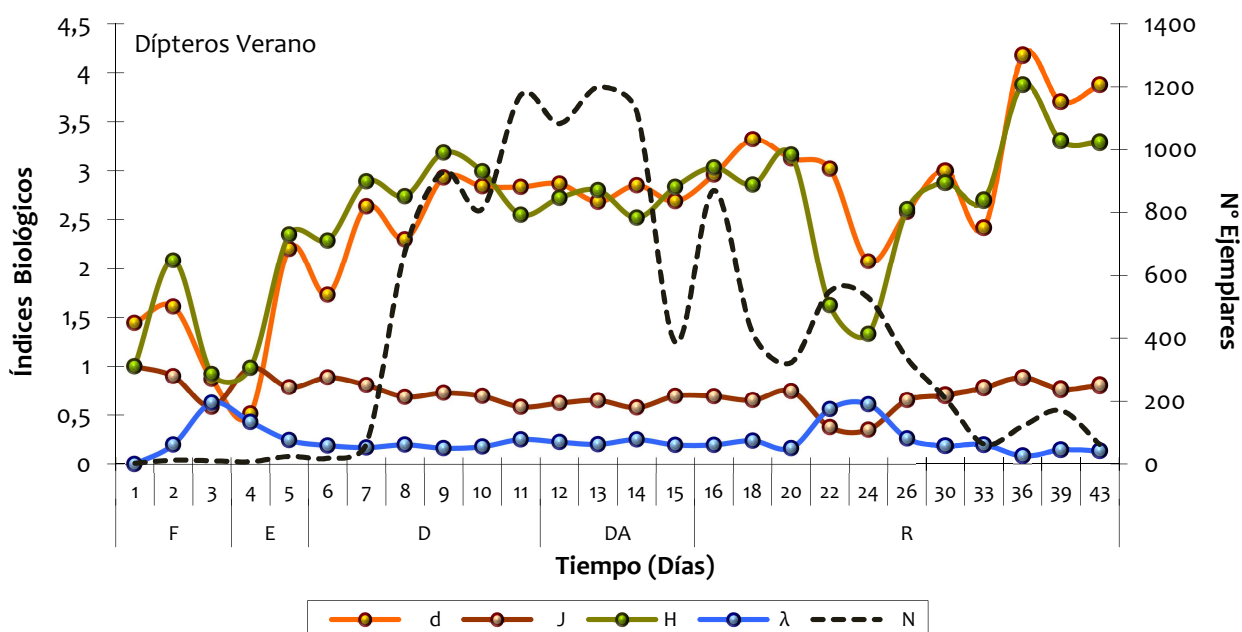


Figura 3.3.2.4. Índices biológicos diarios de dípteros en verano para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

Para el caso de los coleópteros, la diversidad (H) fue mayor en todas las estaciones en la fase Restos, como era de esperar, y además para ambos métodos de captura, salvo en la estación de invierno que lo fue en la fase Descomposición Avanzada, pues no se alcanzó aquí la fase Restos, y sólo en la trampa Schoenly (Tabla 3.3.2.3).

Tabla 3.3.2.3. Índices biológicos de coleópteros, diferenciando fases de la descomposición y separando ambas trampas.

Estación	Fases Descomp.	Trampa	S	N	d	J	H	λ
Otoño	F	TC	1	1	-	-	0	-
		TS	0	0	-	-	0	-
	E	TC	1	1	-	-	0	-
		TS	1	1	-	-	0	-
	D	TC	2	3	0.9102	0.9183	0.9183	0.3333
		TS	5	17	1.412	0.8076	1.875	0.2868
	DA	TC	6	42	1.338	0.5903	1.526	0.4925
		TS	8	31	2.038	0.7798	2.339	0.2151
	R	TC	13	75	2.779	0.7362	2.724	0.1928
		TS	20	237	3.475	0.5991	2.589	0.2769
Invierno	F	TC	1	1	-	-	0	-
		TS	1	1	-	-	0	-
	E	TC	4	10	1.303	0.6784	1.357	0.4667
		TS	1	1	-	-	0	-
	D	TC	6	31	1.456	0.6802	1.758	0.3978
		TS	13	123	2.494	0.5231	1.936	0.4413
	DA	TC	7	24	1.888	0.5192	1.458	0.5543
		TS	13	150	2.395	0.7691	2.846	0.1834
Primavera	F	TC	0	0	-	-	0	-
		TS	1	1	-	-	0	-
	E	TC	1	1	-	-	0	-
		TS	2	3	0.9102	0.9183	0.9183	0.3333
	D	TC	8	28	2.101	0.744	2.232	0.2989
		TS	11	81	2.276	0.6701	2.318	0.2824
	DA	TC	8	27	2.124	0.5638	1.692	0.49
		TS	11	153	1.988	0.6105	2.112	0.3132
	R	TC	7	27	1.82	0.9132	2.564	0.1652
		TS	18	113	3.596	0.813	3.39	0.1228
Verano	F	TC	1	1	-	-	0	-
		TS	1	1	-	-	0	-
	E	TC	0	0	-	-	0	-
		TS	0	0	-	-	0	-
	D	TC	3	29	0.5939	0.6307	0.9997	0.569
		TS	9	38	2.199	0.7675	2.433	0.2304
	DA	TC	7	97	1.312	0.6582	1.848	0.3591
		TS	7	74	1.394	0.7501	2.106	0.2618
	R	TC	10	155	1.785	0.6799	2.258	0.269
		TS	16	114	3.167	0.7372	2.949	0.181

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly. Fases de la descomposición: F= Fresco, E= Enfisematoso, D= Descomposición, DA= Descomposición Avanzada, R= Restos.

Considerando la comunidad de Coleópteros ahora diariamente, igual que se hizo en el caso de los dípteros, observamos, en cada una de las estaciones de muestreo y para la capturas obtenidas con la trampa Schoenly, que la mayor diversidad (H) se concentra en las últimas fases de la descomposición coincidiendo, en este caso, con el mayor número total de individuos capturados (Figuras 3.3.2.5-8).

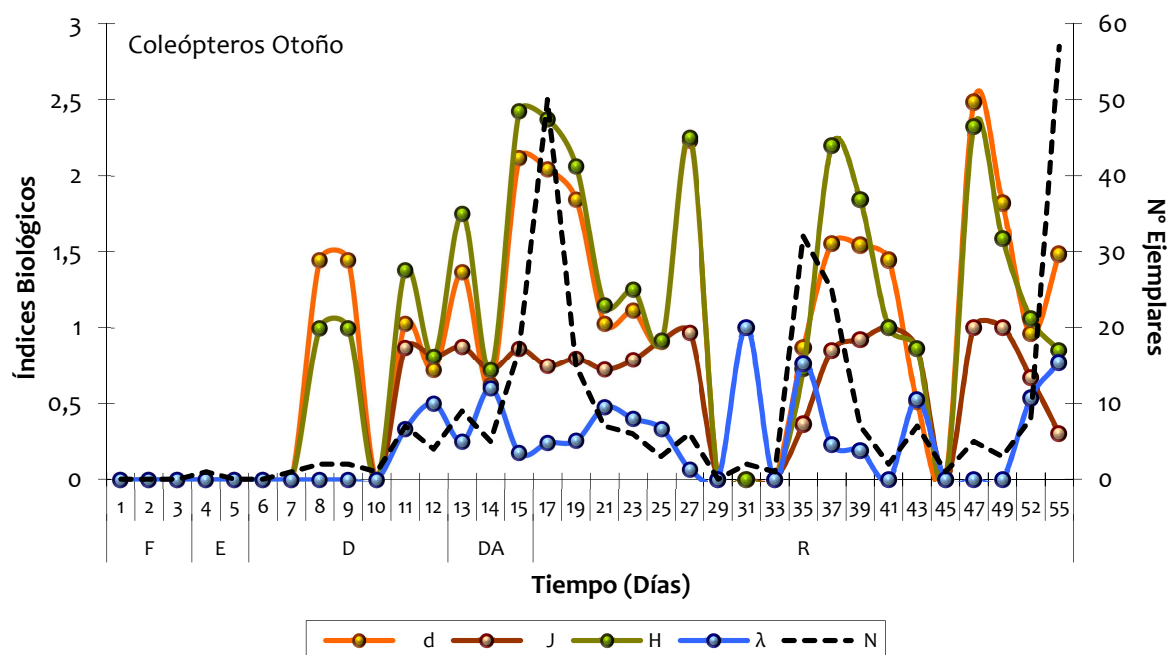


Figura 3.3.2.5. Índices biológicos diarios de coleópteros en otoño para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ= Simpson. N= número total de individuos).

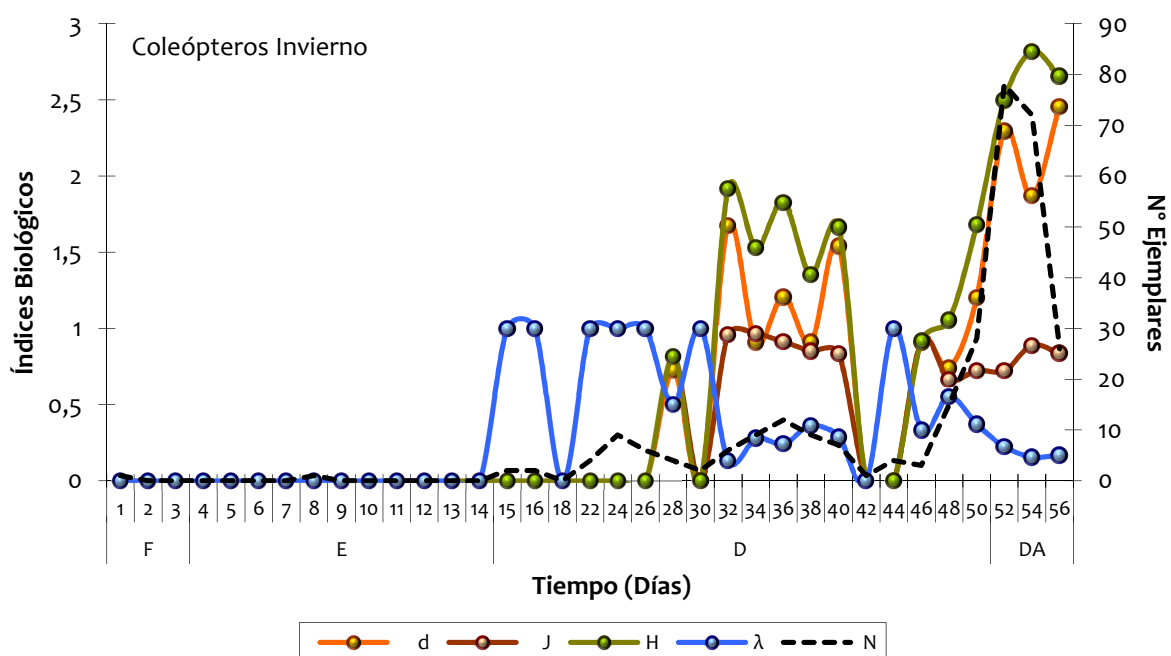


Figura 3.3.2.6. Índices biológicos diarios de coleópteros en invierno para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ= Simpson. N= número total de individuos).

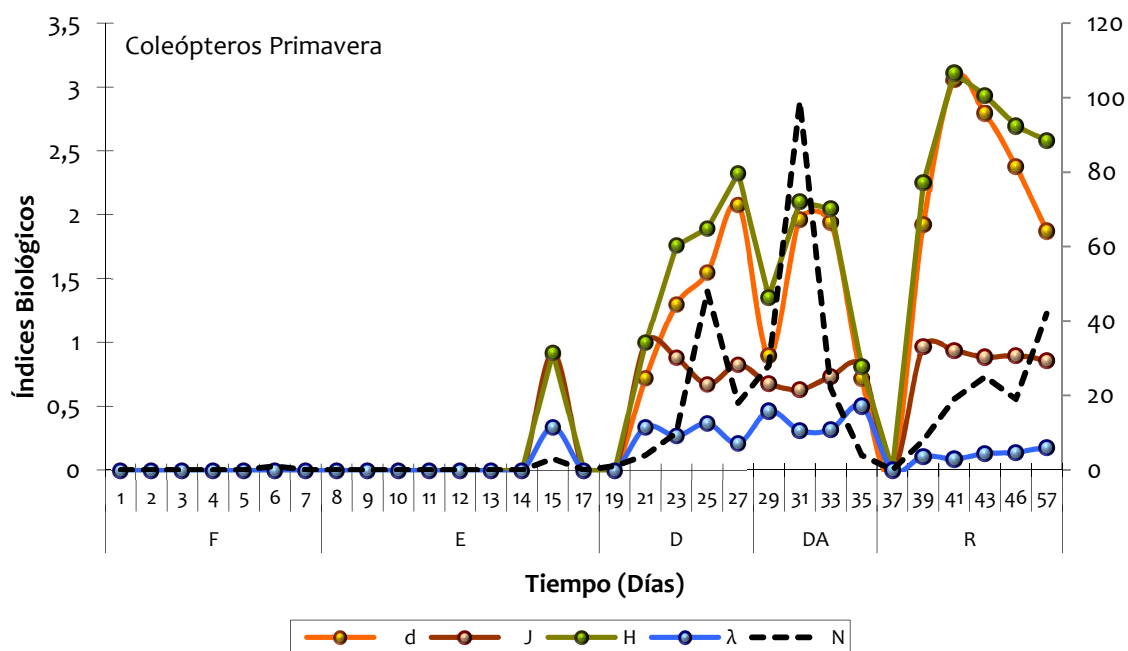


Figura 3.3.2.7. Índices biológicos diarios de coleópteros en primavera para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

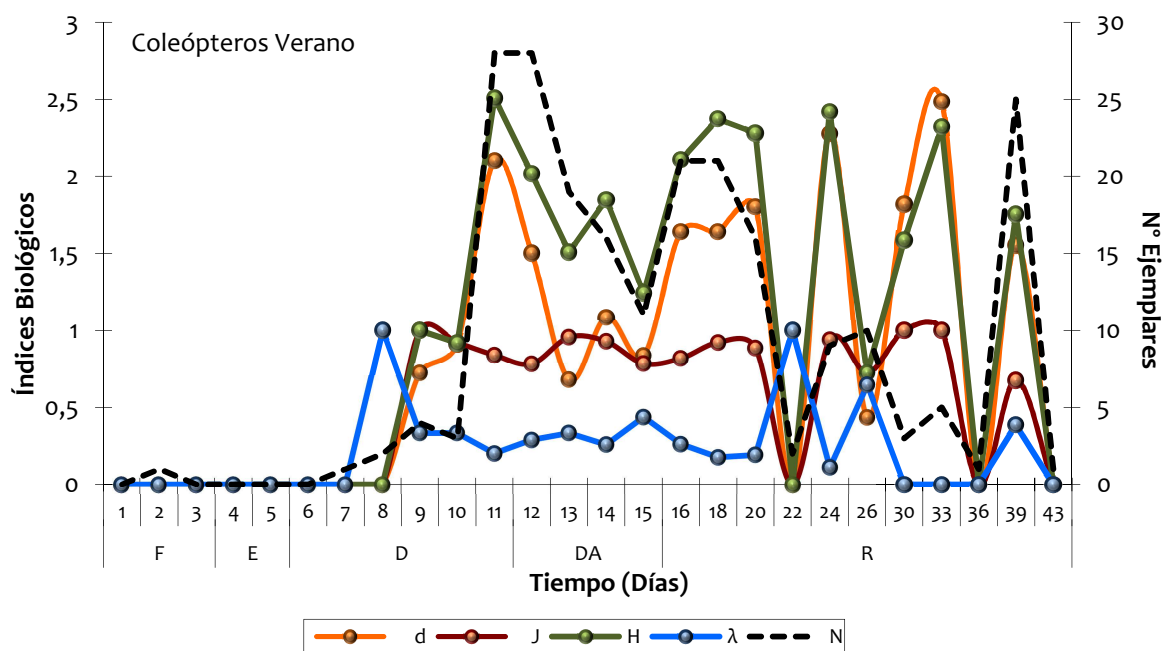


Figura 3.3.2.8. Índices biológicos diarios de coleópteros en verano para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

En el último grupo analizado, las hormigas, la fase Restos fue la que mostró la mayor diversidad (H) en todas las estaciones salvo en otoño, donde la fase Descomposición fue la que registró una mayor diversidad de especies, todas ellas en la trampa de Caída. En verano, sin embargo, la mayor diversidad se dio, curiosamente para este grupo, en la trampa de Schoenly (Tabla 3.3.2.4).

Tabla 3.3.2.4. Índices biológicos de Formícidos, diferenciando fases de la descomposición y separando trampas.

Estación	Fases Descomp.	Trampa	S	N	d	J	H	λ
Otoño	F	TC	1	1	-	-	0.00	-
		TS	0	0	-	-	0.00	-
	E	TC	4	10	1.30	0.68	1.36	0.47
		TS	0	0	-	-	0.00	-
	D	TC	6	31	1.46	0.68	1.76	0.40
		TS	2	2	1.44	1.00	1.00	0.00
	DA	TC	7	24	1.89	0.52	1.46	0.55
		TS	0	0	-	-	0.00	-
	R	TC	0	0	-	-	0.00	-
		TS	1	1	-	-	0.00	-
Invierno	F	TC	1	1	-	-	0.00	-
		TS	1	1	-	-	0.00	-
	E	TC	1	1	-	-	0.00	-
		TS	1	1	-	-	0.00	-
	D	TC	2	3	0.91	0.92	0.92	0.33
		TS	4	11	1.25	0.75	1.49	0.40
	DA	TC	6	42	1.34	0.59	1.53	0.49
		TS	4	6	1.67	0.90	1.79	0.20
Primavera	F	TC	0	0	-	-	0.00	-
		TS	1	2	0.00	-	0.00	1.00
	E	TC	1	1	-	-	0.00	-
		TS	4	7	1.54	0.83	1.66	0.29
	D	TC	8	28	2.10	0.74	2.23	0.30
		TS	5	71	0.94	0.35	0.82	0.72
	DA	TC	8	27	2.12	0.56	1.69	0.49
		TS	4	11	1.25	0.75	1.49	0.40
	R	TC	7	27	1.82	0.91	2.56	0.17
		TS	3	12	0.80	0.84	1.33	0.38
Verano	F	TC	1	1	-	-	0.00	-
		TS	2	4	0.72	1.00	1.00	0.33
	E	TC	0	0	-	-	0.00	-
		TS	3	9	0.91	0.62	0.99	0.58
	D	TC	3	29	0.59	0.63	1.00	0.57
		TS	8	63	1.69	0.75	2.26	0.28
	DA	TC	7	97	1.31	0.66	1.85	0.36
		TS	6	17	1.77	0.89	2.31	0.18
	R	TC	10	155	1.79	0.68	2.26	0.27
		TS	7	66	1.43	0.96	2.69	0.15

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon-Weaver y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly. Fases de la descomposición: F= Fresco, E= Enfisematoso, D= Descomposición, DA= Descomposición Avanzada, R= Restos.

Si analizamos ahora los índices de diversidad de los Formícidos capturados diariamente en la trampa Schoenly observamos, en cada una de las estaciones de muestreo (Figuras 3.3.2.9-11), que son organismos con una diversidad más o menos constante en todas las fases de la descomposición. En otoño se capturaron pocos ejemplares, obteniendo la mayor diversidad (H) en las últimas fases de la descomposición (Figura 3.3.2.9). En invierno solamente se capturaron cuatro ejemplares de tres especies diferentes en cuatro días distintos, por lo que esta estación no ha sido representada. En primavera, observamos que los mayores índices biológicos (H) están inversamente relacionados con el número total de individuos capturados (N), dándose la mayor riqueza de especies (H) en la fase Restos, en día 41 del muestreo (Figura 3.3.2.10). En verano se da el mayor número de ejemplares capturados, lo que es lógico atendiendo a la fenología de estos animales, obteniendo una diversidad (H) más o menos constante a lo largo de todo el muestreo. Los días de mayor diversidad de especies coinciden con un descenso en el número de capturas (Figura 3.3.2.11), pudiéndose en este caso explicar este hecho debido a que estas especies de hormigas recolectan en grupo.

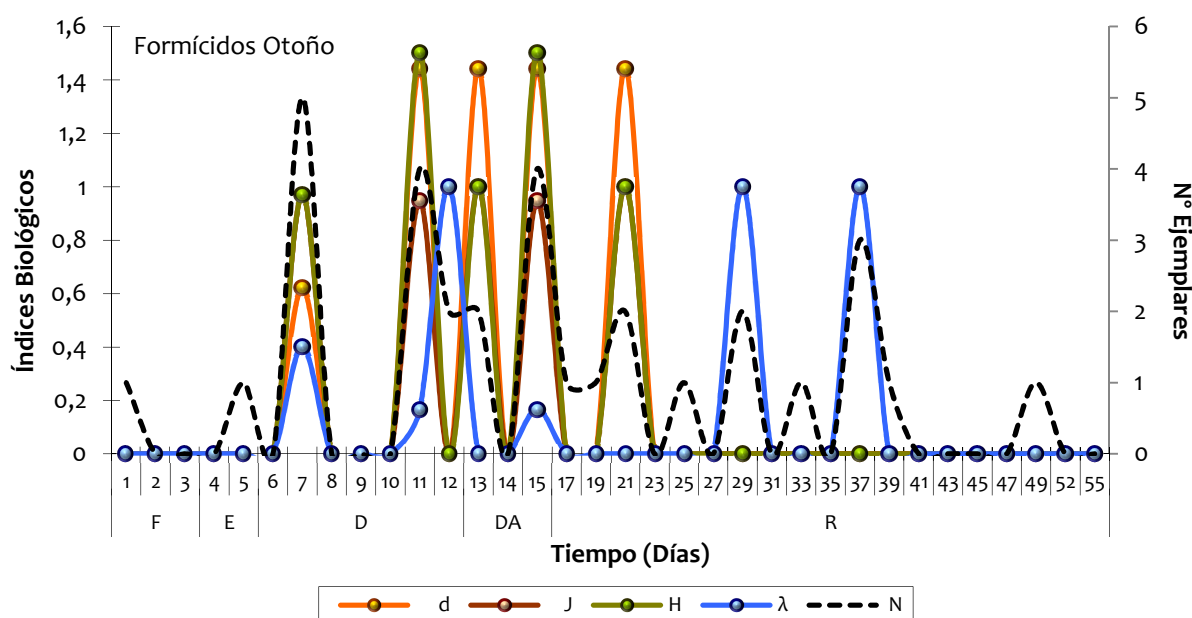


Figura 3.3.2.9. Índices biológicos diarios de formícidos en otoño para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

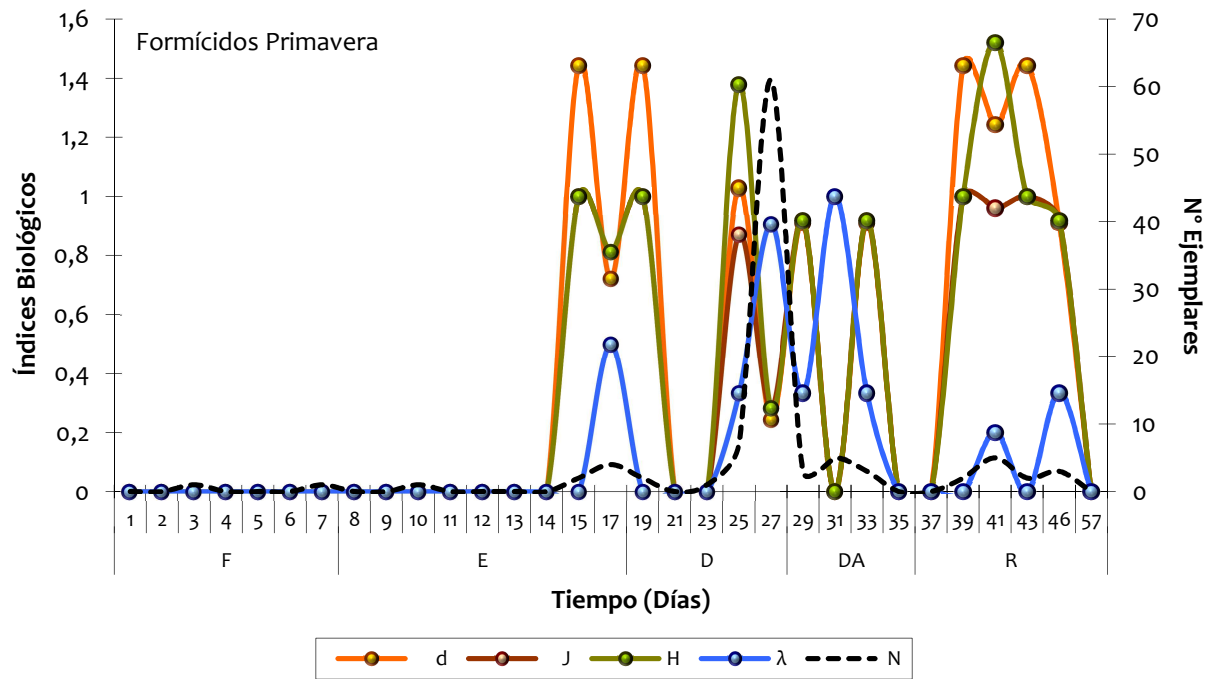


Figura 3.3.2.10. Índices biológicos diarios de Formícidis en primavera para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

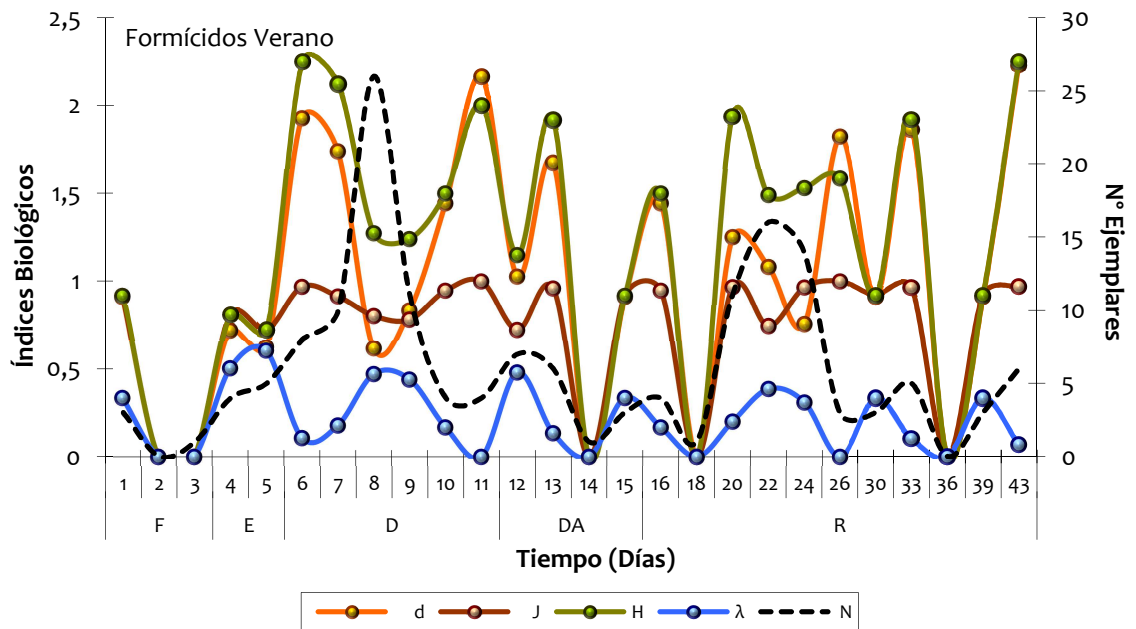


Figura 3.3.2.11. Índices biológicos diarios de Formícidis en verano para la trampa Schoenly. (Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. N= número total de individuos).

En términos globales, podemos decir que el verano fue la estación con mayor diversidad de dípteros, aunque en otoño también se registraron índices muy elevados, principalmente en la trampa de caída (Tabla 3.3.2.1). En el caso de coleópteros no se observaron grandes diferencias en cuanto a variaciones en la diversidad en las distintas estaciones, siendo las más diversas, sin embargo, las más frías y para la trampa Schoenly. En el caso de las hormigas, su mayor diversidad se registró en verano y también en la trampa de Schoenly.

Comparando estos datos con los obtenidos en la Región de Murcia por ARNALDOS SANABRIA (2000) en un ambiente periurbano y por BEGOÑA GAMINDE (2015), en el mismo ambiente natural pero a mayor altitud (1500 m aproximadamente) para los mismos taxones analizados en este trabajo, se observa que la comunidad registrada en nuestro trabajo resulta la más diversa (H) y la más uniforme (J) en las trampas comparadas (Tabla 3.3.2.5). Hay que señalar que en el trabajo realizado por ARNALDOS SANABRIA (2000) no se emplearon trampas de caída en el interior de la trampa Schoenly.

Tabla 3.3.2.5. Comparación de los índices faunísticos de los principales taxones estudiados, en cada una de las estaciones de muestreo y para las trampas estudiadas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada y 1500 m El Morrón), en la Región de Murcia.

		Ambiente					
		Periurbano		Natural		Natural	
				Peña Apartada, 900 m		El Morrón, 1500 m	
	IB/Trampa	TC	TS	TC	TS	TC	TS
Dípteros	S	-	21	25	43	33	54
	N	-	6877	1216	32055	2559	29778
	d	-	2.26	3.38	4.05	4.08	5.15
	J	-	0.72	0.72	0.60	0.60	0.55
	H	-	3.14	3.35	3.28	3.05	3.16
Coleópteros	S	-	30	26	33	37	44
	N	-	509	544	535	2507	2115
	d	-	4.65	3.97	5.09	4.60	5.62
	J	-	0.72	0.47	0.72	0.39	0.47
	H	-	3.54	2.20	3.65	2.05	2.56
Formícidos	S	-	16	8	11	9	15
	N	-	2967	285	297	1387	1899
	d	-	1.88	1.24	1.76	1.11	1.86
	J	-	0.14	0.79	0.80	0.27	0.25
	H	-	0.57	2.37	2.76	0.86	0.99

Índices Biológicos (IB): d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

Si se comparan de nuevo los valores obtenidos para el índice de Shannon (H) de los distintos taxones considerados en este trabajo con los de ARNALDOS SANABRIA (2000) y BEGOÑA GAMINDE (2015), para ambos métodos de captura, y ahora para cada una de las estaciones muestreadas se observa, en el caso de los dípteros (Tabla 3.3.2.6), que en Peña Apartada obtenemos los mayores registros de diversidad con ambos métodos de captura en todas las estaciones muestreadas.

Tabla 3.3.2.6. Comparación de los índices faunísticos de dípteros, en cada una de las estaciones de muestreo y para ambas trampas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada (PA) y 1500 m El Morrón (M)), en la Región de Murcia.

Estación	Ambiente	Trampa	S	N	d	J	H
Otoño	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	15	2004	1.84	0.68	2.66
	Natural PA	TC	29	418	5.06	1.58	6.10
		TS	73	17042	7.86	0.90	4.66
	Natural M	TC	15	225	2.59	0.76	2.97
		TS	40	7708	4.36	0.45	2.41
Invierno	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	16	1227	2.11	0.50	2.01
	Natural PA	TC	15	526	2.38	1.21	3.24
		TS	31	10051	3.45	0.89	3.45
	Natural M	TC	5	86	0.90	0.78	1.82
		TS	11	1703	1.34	0.47	1.64
Primavera	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	18	2889	2.13	0.48	1.99
	Natural PA	TC	34	1568	5.17	1.26	5.07
		TS	57	13252	6.41	1.03	5.01
	Natural M	TC	20	1404	2.62	0.51	2.21
		TS	27	10049	2.82	0.43	2.02
Verano	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	15	757	2.11	0.72	2.80
	Natural PA	TC	53	1263	7.95	1.45	6.82
		TS	72	21488	7.54	1.20	6.20
	Natural M	TC	30	844	4.30	0.66	3.23
		TS	36	10318	3.79	0.57	2.97

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

En el caso de los coleópteros, es en el ambiente periurbano donde se observan los mayores índices de diversidad (Tabla 3.3.2.7).

Tabla 3.3.2.7. Comparación de los índices faunísticos de coleópteros, en cada una de las estaciones de muestreo y para ambas trampas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada (PA) y 1500 m El Morrón (M)), en la Región de Murcia.

Estación	Ambiente	Trampa	S	N	d	J	H
Otoño	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	15	59	3.43	0.84	3.29
	Natural PA	TC	13	122	2.50	0.36	1.35
		TS	19	286	3.18	0.38	1.62
	Natural M	TC	6	122	1.04	0.48	1.24
		TS	20	154	3.77	0.59	2.57
Invierno	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	13	64	2.89	0.79	2.93
	Natural PA	TC	13	66	2.86	0.52	1.94
		TS	20	301	3.33	0.62	2.66
	Natural M	TC	3	10	0.87	0.86	1.36
		TS	10	31	2.62	0.79	2.64
Primavera	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	19	218	3.34	0.72	3.07
	Natural PA	TC	14	83	2.94	0.69	2.61
		TS	20	270	3.39	0.59	2.57
	Natural M	TC	25	514	3.85	0.50	2.34
		TS	29	905	4.11	0.51	2.49
Verano	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	16	168	2.93	0.73	2.92
	Natural PA	TC	11	192	1.90	0.48	1.65
		TS	15	137	2.85	0.63	2.45
	Natural M	TC	24	1861	3.06	0.36	1.67
		TS	26	1025	3.61	0.42	2.00

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

En el último grupo, los Formícidos, Peña Apartada vuelve a registrar los mayores índices de diversidad en todas las estaciones y para ambos métodos de captura (Tabla 3.3.2.8).

Tabla 3.3.2.8. Comparación de los índices faunísticos de los formícidos capturados, en cada una de las estaciones de muestreo y para ambas trampas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada (PA) y 1500 m El Morrón (M)), en la Región de Murcia.

Estación	Ambiente	Trampa	S	N	d	J	H
Otoño	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	4	102	0.65	0.30	0.60
	Natural PA	TC	4	47	0.78	0.27	0.55
		TS	8	32	2.02	0.69	2.06
	Natural M	TC	5	50	1.02	0.82	1.90
		TS	5	27	1.21	0.80	1.86
Invierno	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	5	43	1.06	0.36	0.83
	Natural PA	TC	1	1	0.00	0.00	0.00
		TS	3	3	1.82	1.00	1.59
	Natural M	TC	1	1	0.00	0.00	0.00
		TS	2	16	0.36	0.34	0.34
Primavera	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	15	1945	1.85	0.12	0.48
	Natural PA	TC	7	54	1.50	0.71	2.00
		TS	7	103	1.30	0.46	1.31
	Natural M	TC	4	84	0.68	0.46	0.92
		TS	8	144	1.41	0.41	1.23
Verano	Periurbano	TC	-	-	-	-	-
		TS	9	877	1.18	0.20	0.64
	Natural PA	TC	6	183	0.96	0.80	2.08
		TS	9	159	1.58	0.86	2.74
	Natural M	TC	8	1252	0.98	0.25	0.76
		TS	12	1712	1.48	0.25	0.89

Índices Biológicos: d= Margalef, J= Uniformidad, H= Shannon y λ = Simpson. S= número de especies, N= número total de individuos, TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

Por último, si consideramos ahora no sólo el factor estacional sino, además, las fases de la descomposición observadas en los distintos ambientes a comparar vemos que, para el caso de los dípteros, la máxima diversidad se da siempre en verano en todas las fases de la descomposición y para la trampa de Schoenly, salvo en la fase Restos, que se da en la trampa de caída (Tabla 3.3.2.9). Además, varía de una zona de estudio a otra dependiendo de la fase de la descomposición. Así, en la fase Fresco, la mayor diversidad se dio en el ambiente periurbano; en nuestro trabajo (900 m) la mayor diversidad se observó en las fases Descomposición y Restos, y a 1500 m la mayor diversidad se alcanzó en las fases Enfisematosa y Descomposición Avanzada.

Es preciso señalar que en el trabajo realizado por ARNALDOS SANABRIA (2000) no se observó la fase Enfisematosa y la fase Restos sólo se alcanzó en verano.

Tabla 3.3.2.9. Comparación del índice de Shannon de los dípteros diferenciando fases de la descomposición, en cada una de las estaciones de muestreo y para ambas trampas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada (PA) y 1500 m El Morrón (M)), en la Región de Murcia.

F.Descomposición	Estación	Trampa	Ambiente		
			Periurbano	Natural PA	Natural M
Fresco	Otoño	TC	-	0.92	0.00
		TS	2.60	0.50	1.14
	Invierno	TC	-	1.00	0.00
		TS	1.74	1.15	1.37
	Primavera	TC	-	1.00	1.92
		TS	1.56	1.50	1.32
	Verano	TC	-	1.29	1.00
		TS	2.76	2.03	2.42
Enfisematoso	Otoño	TC	-	1.00	2.70
		TS	-	1.11	1.62
	Invierno	TC	-	1.78	0.00
		TS	-	1.15	1.16
	Primavera	TC	-	2.06	1.82
		TS	-	1.37	1.49
	Verano	TC	-	0.81	3.06
		TS	-	2.30	3.04
Descomposición	Otoño	TC	-	3.16	2.64
		TS	2.43	2.02	2.55
	Invierno	TC	-	2.22	1.38
		TS	2.73	1.44	1.33
	Primavera	TC	-	2.93	1.99
		TS	3.00	2.79	1.39
	Verano	TC	-	3.34	2.40
		TS	2.28	3.09	2.89
Descomposición Avanzada	Otoño	TC	-	2.06	2.29
		TS	2.99	2.27	2.75
	Invierno	TC	-	0.36	1.67
		TS	1.21	2.24	1.53
	Primavera	TC	-	1.95	2.15
		TS	1.53	3.02	1.85
	Verano	TC	-	3.11	3.10
		TS	2.12	2.78	3.42
Restos	Otoño	TC	-	2.44	2.60
		TS	-	2.09	1.93
	Invierno	TC	-	1.70	-
		TS	-	2.31	-
	Primavera	TC	-	2.62	1.32
		TS	-	2.98	2.87
	Verano	TC	-	3.25	3.00
		TS	2.22	3.20	2.15

TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

Los coleópteros muestran, en el medio periurbano, una comunidad más diversa en todas las fases de la descomposición observadas (Tabla 3.2.6.10).

Tabla 3.3.2.10. Comparación del índice de Shannon de los coleópteros capturados diferenciando fases de la descomposición, en cada una de las estaciones de muestreo y para ambas trampas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada (PA) y 1500 m El Morrón (M)), en la Región de Murcia.

F. Descomposición	Estación	Trampa	Ambiente		
			Periurbano	Natural PA	Natural M
Fresco	Otoño	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.92	0.00	1.00
	Invierno	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.72	0.00	1.00
	Primavera	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.00	0.00	1.59
	Verano	TC	-	0.00	0.00
		TS	2.25	0.00	1.00
Enfisematoso	Otoño	TC	-	0.00	0.00
		TS	-	0.00	2.25
	Invierno	TC	-	1.36	0.00
		TS	-	0.00	0.00
	Primavera	TC	-	0.00	0.00
		TS	-	0.92	1.63
	Verano	TC	-	0.00	1.50
		TS	-	0.00	2.73
Descomposición	Otoño	TC	-	0.00	0.00
		TS	3.06	1.45	1.46
	Invierno	TC	-	1.76	0.92
		TS	2.70	1.68	2.12
	Primavera	TC	-	2.16	1.66
		TS	3.20	2.18	2.41
	Verano	TC	-	0.85	0.91
		TS	2.70	2.30	2.25
Descomposición Avanzada	Otoño	TC	-	0.44	0.98
		TS	2.42	1.43	2.21
	Invierno	TC	-	1.46	1.38
		TS	2.68	2.64	2.06
	Primavera	TC	-	1.69	2.45
		TS	2.55	2.01	2.38
	Verano	TC	-	1.47	1.16
		TS	2.56	1.40	1.02
Restos	Otoño	TC	-	1.56	1.10
		TS	-	1.50	2.39
	Invierno	TC	-	0.00	-
		TS	-	2.48	-
	Primavera	TC	-	2.56	2.16
		TS	-	3.09	2.24
	Verano	TC	-	1.97	1.83
		TS	2.65	2.33	1.83

TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

En el caso de los formícidos, la comunidad más diversa se dio en nuestro trabajo en todas las fases de la descomposición salvo en la fase Fresco, donde el máximo de diversidad se dio en el ambiente periurbano en primavera. En la fase enfisematosa la mayor diversidad se dio en nuestro estudio, en primavera y para la trampa de Caída. Sin embargo, en las etapas más tardías de la descomposición (Descomposición, Descomposición Avanzada y

Restos), la mayor diversidad se registró siempre en verano y para la trampa Schoenly (Tabla 3.3.2.11).

Tabla 3.3.2.11. Comparación del índice de Shannon de los formícidos capturados diferenciando fases de la descomposición, en cada una de las estaciones de muestreo y para ambas trampas, en un ambiente periurbano y dos ambientes naturales a distinta altitud (900 m Peña Apartada (PA) y 1500 m El Morrón (M)), en la Región de Murcia.

F. Descomposición	Estación	Trampa	Ambiente		
			Periurbano	Natural PA	Natural M
Fresco	Otoño	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.50	0.00	0.00
	Invierno	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.00	0.00	0.00
	Primavera	TC	-	0.00	0.00
		TS	1.69	0.00	0.00
	Verano	TC	-	0.00	0.99
		TS	0.56	1.00	0.00
Enfisematoso	Otoño	TC	-	0.00	1.42
		TS	-	0.00	1.37
	Invierno	TC	-	0.00	0.00
		TS	-	0.00	0.00
	Primavera	TC	-	1.77	0.00
		TS	-	1.66	1.15
	Verano	TC	-	0.64	1.28
		TS	-	0.99	0.83
Descomposición	Otoño	TC	-	0.34	1.25
		TS	0.86	1.49	1.16
	Invierno	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.00	1.00	0.00
	Primavera	TC	-	0.77	0.67
		TS	0.74	0.82	0.96
	Verano	TC	-	0.92	0.92
		TS	0.92	2.26	0.75
Descomposición Avanzada	Otoño	TC	-	0.92	1.91
		TS	0.30	1.79	1.49
	Invierno	TC	-	0.00	0.00
		TS	0.91	0.00	0.00
	Primavera	TC	-	1.81	0.86
		TS	0.37	1.49	0.71
	Verano	TC	-	1.15	0.85
		TS	1.33	2.31	0.40
Restos	Otoño	TC	-	0.00	1.59
		TS	-	1.51	0.00
	Invierno	TC	-	0.00	-
		TS	-	0.00	-
	Primavera	TC	-	2.21	0.63
		TS	-	1.33	1.69
	Verano	TC	-	2.06	0.66
		TS	0.40	2.69	0.93

TC= Trampa de caída, TS= Trampa Schoenly.

Observamos, con estos datos, que en los distintos ambientes donde se han hecho estudios de esta índole, pese a ser zonas similares y en algunos casos próximos dentro de una misma región, se dan características ambientales distintas que dan lugar a diferencias en la estructura de las comunidades, cambiando su abundancia y diversidad.

3.3.3. Sucesión faunística estacional y temporal de la comunidad

Las tablas 3.3.3.1-4 representan los patrones de sucesión de los principales grupos capturados durante las cuatro estaciones muestreadas. Los resultados, desarrollados a continuación, se harán sobre la base de los grupos más relevantes numéricamente, teniendo en cuenta la fase del proceso de descomposición.

Durante el estado Fresco de la descomposición, los primeros artrópodos en llegar a los cadáveres fueron los dípteros. Éstos, en las cuatro estaciones muestreadas, estuvieron principalmente representados por la especie *Calliphora vicina*. En otoño se registró la llegada del múscido *Muscina levida* y, en verano, se observó, además, la llegada de individuos adultos de *Musca domestica* e *Hydrotaea* sp. (Muscidae) y otros dípteros pertenecientes a las familias Phoridae y Sphaeroceridae. Los primeros coleópteros en capturarse fueron ejemplares pertenecientes a la subfamilia Aleocharinae y la especie *Tanatophilus ruficornis* (Silphidae) en primavera y verano respectivamente. En esta fase, en asociación con los cadáveres y los dípteros, por ser importantes predadores de este orden de insectos, se registró la presencia de ejemplares pertenecientes a la familia Formicidae de las especies *Camponotus sylvaticus* en otoño, y *Lasius brunneus* y *Plagiolepis pygmaea* en verano.

El estadio Enfisematoso se caracterizó por la presencia de abundantes dípteros adultos, paquetes de huevos depositados por éstos sobre el cadáver y además, en verano, gran cantidad de larvas de mosca de primer estadio. En todas las estaciones, salvo en invierno, cuando la temperatura media fue de 8.6° C, los cadáveres fueron colonizados por *Calliphora vicina*, *C. vomitoria* (Calliphoridae) y *Muscina levida* (Muscidae). En otoño, primavera y verano se capturaron sarcófagidos. En verano, además, se encontraron distintas especies de múscidos (*Musca domestica* y *Muscina stabulans* principalmente) entre otros dípteros; sin embargo, la familia Phoridae la encontramos en todas las estaciones muestreadas. En esta fase sólo se capturaron, en invierno, algunos ejemplares de coleópteros pertenecientes a la superfamilia Aleocharinae. Por el contrario, se encontraron varias especies de hormigas en todas las estaciones salvo en invierno.

Lo más relevante de la fase Descomposición fue la abundancia de larvas de tercer estadio de califóridos observadas alimentándose del cadáver. Durante esta fase, se observó la llegada de *Phaenicia sericata* y *Lucilia caesar* (Calliphoridae) y otras especies de las familias Fanniidae y Muscidae, como *Muscina prolapsa* y *Phaonia* sp., e imagos de Dermestidae e Histeridae. Al inicio de esta fase de la descomposición se registró, también, un gran número de capturas de los formícidos *Aphaenogaster iberica* y *Camponotus cruentatus*, en otoño y verano respectivamente.

El evento principal de la fase Descomposición Avanzada fue la migración de las larvas que completaron su alimentación y comenzaron la búsqueda de un sitio para pupar. Durante esta fase, se observó la llegada progresiva de abundantes individuos pertenecientes a las familias Dermestidae, en primavera y verano, Histeridae, principalmente en invierno, Silphidae, en otoño y primavera fundamentalmente, y Staphylinidae (Coleoptera), en todas las estaciones muestreadas. En esta fase, además de estar presentes otras especies de hormigas en todas las estaciones salvo en invierno, destaca en primavera la presencia de la especie *Lasius brunneus*.

Hacia el final del proceso de descomposición, en la fase Restos, se produjo en algunas de las especies capturadas y en verano, un aumento en el número de individuos capturados como consecuencia de la emergencia de adultos de dípteros cuyos estadios

inmaduros se criaron en el cadáver. A lo largo de la fase Restos se observaron, además, como ya se ha mencionado anteriormente, abundantes larvas de derméstidos.

Tabla 3.3.3.1. Sucesión temporal en otoño para las distintas fases de la descomposición.

Orden	Familia / Subfam.	Género y Especie	F	E	D	DA	R
Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	•	•	●	•	●
		<i>Calliphora vomitoria</i>			•		•
		<i>Chrysomya albiceps</i>			●	●	●
		<i>Lucilia caesar</i>		•	•		•
		<i>Phaenicia sericata</i>			•	•	
	Calliphoridae/Polleniinae	Polleniinae sp.			•	•	•
					•		
	Fanniidae	Fanniidae			●	●	•
	Muscidae	<i>Hydrotaea</i> sp.			•		
		<i>Musca domestica</i>			•	•	
		<i>Muscina levida</i>	•	•	●	●	●
		<i>Muscina prolapsa</i>			•		•
		<i>Muscina stabulans</i>			•		•
		<i>Phaonia</i> sp.			•	•	•
	Phoridae	Phoridae sp.		•	•	•	●
	Sarcophagidae	Sarcophagidae sp.		•	•	•	•
	Sphaeroceridae	Sphaeroceridae sp.			•	•	•
Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>					•
		<i>Dermestes undulatus</i>					•
							•
	Histeridae	<i>Margarinotus marginatus</i>					•
		<i>Saprinus detersus</i>					•
		<i>Saprinus politus</i>					•
		<i>Saprinus subnitescens</i>				•	•
		Histeridae sp.					•
	Silphidae	<i>Thanatophilus rugosus</i>			•	•	•
	Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus</i>			•	•	•
		<i>Ocypus</i> sp.				•	•
		<i>Quedius</i> sp.					•
		Staphylinidae sp.			•	•	•
						•	•
	Staphylinidae/Aleocharinae	Aleocharinae sp.				•	●
Hymenoptera	Formicidae	<i>Aphaenogaster iberica</i>			•	•	•
		<i>Camponotus sylvaticus</i>	•				•
		<i>Camponotus cruentatus</i>		•	•		
		<i>Camponotus pilicornis</i>			•	•	•
		<i>Formica subrufa</i>					•
		<i>Pheidole pallidula</i>					•
		<i>Plagiolepis pygmaea</i>			•	•	
		Formicidae sp.				•	

Estados de descomposición: F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos.

• 1-10 • 11-40 • 41-70 • 71-100 • 101-300 • 301-1000 • + de 1000

Tabla 3.3.3.2. Sucesión temporal en invierno para las distintas fases de la descomposición.

Orden	Familia / Subfam.	Género y Especie	F	E	D	DA	R
Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	•	●	●	●	•
		<i>Calliphora vomitoria</i>		•	•	●	●
		<i>Chrysomya albiceps</i>				•	
		<i>Phaenicia sericata</i>			•		
	Calliphoridae/Polleniinae	Polleniinae sp.			•	●	•
	Fanniidae	Fanniidae			•	•	•
	Muscidae	<i>Hydrotaea</i> sp.			•		•
		<i>Muscina levida</i>		•	•	•	•
		<i>Muscina prolapsa</i>			•		
		<i>Phaonia</i> sp.			•		
	Phoridae	Phoridae sp.		•	•		•
	Sarcophagidae	Sarcophagidae sp.				•	•
	Sphaeroceridae	Sphaeroceridae sp.			•	•	•
Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>				•	•
		<i>Dermestes undulatus</i>					•
		<i>Saprinus caerulescens</i>				•	
	Histeridae	<i>Saprinus deterius</i>			•	●	•
		<i>Saprinus furvus</i>				•	
		<i>Saprinus lugens</i>			•	•	•
		<i>Thanatophilus rugosus</i>				•	
	Silphidae	<i>Creophilus maxillosus</i>			•		
	Staphylinidae	Staphylinidae sp.			•	•	•
		Aleocharinae sp.		•	•	•	•
Hymenoptera	Formicidae	<i>Aphaenogaster iberica</i>			•		
		<i>Camponotus pilicornis</i>			•		
		<i>Plagiolepis pygmaea</i>					•

Estados de descomposición: F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos.

• 1-10 • 11-40 • 41-70 • 71-100 • 101-300 • 301-1000 • + de 1000

Tabla 3.3.3.3. Sucesión temporal en primavera para las distintas fases de la descomposición.

Orden	Familia / Subfam.	Género y Especie	F	E	D	DA	R
Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	•	●	•	•	●
		<i>Calliphora vomitoria</i>		●	•	•	●
		<i>Chrysomya albiceps</i>			•	•	•
		<i>Lucilia caesar</i>			•		
		<i>Phaenicia sericata</i>			•		
	Calliphoridae/Polleniinae	Polleniinae sp.		•	•	•	●
	Fanniidae	Fanniidae		•	•	●	●
	Muscidae	<i>Hydrotaea</i> sp.			•		
		<i>Musca domestica</i>			•		
		<i>Muscina levida</i>		•	•	•	•
		<i>Muscina prolapsa</i>					•
		<i>Muscina stabulans</i>			•	•	•
		<i>Phaonia</i> sp.			•	•	•
		Muscidae sp.			•		
		Phoridae		•	•	•	•
	Sarcophagidae	Sarcophagidae sp.		•	•	•	•
	Sphaeroceridae	Sphaeroceridae sp.		•	●	•	●
Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>			•	•	•
		<i>Dermestes pardalis</i>					•
		<i>Dermestes undulatus</i>			•	•	•
		<i>Margarinotus marginatus</i>					•
	Histeridae	<i>Saprinus deterius</i>			•	•	•
		<i>Saprinus lugens</i>			•		•
		<i>Saprinus melas</i>					•
		<i>Saprinus politus</i>				•	•
		<i>Saprinus subnitescens</i>					•
		<i>Saprinus</i> sp.					•
		<i>Thanatophilus rugosus</i>			•	•	•
	Staphylinidae	<i>Creophilus maxillosus</i>			•	•	•
		Staphylinidae sp.			•	•	•
	Staphylinidae/Aleocharinae	Aleocharinae sp.	•		•	•	•
Hymenoptera	Formicidae	<i>Aphaenogaster iberica</i>			•	•	
		<i>Camponotus sylvaticus</i>			•		•
		<i>Camponotus pilicornis</i>		•			
		<i>Camponotus</i> sp.		•			
		<i>Lasius brunneus</i>		•	•	•	•
		<i>Pheidole pallidula</i>			•	•	
		<i>Plagiolepis pygmaea</i>	•	•	•	•	•

Estados de descomposición: F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos.

• 1-10 • 11-40 • 41-70 • 71-100 • 101-300 • 301-1000 • + de 1000

Tabla 3.3.3.4. Sucesión temporal en verano para las distintas fases de la descomposición.

Orden	Familia / Subfam.	Género y Especie	F	E	D	DA	R
Diptera	Calliphoridae	<i>Calliphora vicina</i>	•	•	●	•	•
		<i>Calliphora vomitoria</i>			●	•	•
		<i>Chrysomya albiceps</i>			●	●	●
		<i>Lucilia caesar</i>			•		•
		<i>Phaenicia sericata</i>			•	•	•
		<i>Phormia regina</i>			•		
		Polleniinae sp.			•		•
		Fanniidae			●	•	•
		Muscidae					
		<i>Hydrotaea</i> sp.	•		•	•	•
	Calliphoridae/Polleniinae	<i>Musca domestica</i>		•	•	●	•
		<i>Muscina levida</i>			•	●	●
		<i>Muscina prolapsa</i>			•	•	•
		<i>Muscina stabulans</i>		•	●	●	●
		<i>Phaonia</i> sp.				•	•
		Phoridae					
		Phoridae sp.	•	•	•	•	●
		Sarcophagidae			●	●	•
		Sarcophagidae sp.					
		Sphaeroceridae	•	•	•	•	•
Coleoptera	Dermestidae	<i>Dermestes frischii</i>			•	•	•
		<i>Dermestes pardalis</i>					•
		<i>Dermestes undulatus</i>			•	•	•
		<i>Saprinus detersus</i>			•		•
		<i>Saprinus lugens</i>					•
	Histeridae	<i>Saprinus subnitescens</i>					•
		Histeridae sp.			•		•
		<i>Thanatophilus rugosus</i>	•		•	•	•
		<i>Creophilus maxillosus</i>			•	•	•
		Staphylinidae sp.			•	•	•
	Staphylinidae/Aleocharinae	Aleocharinae sp.				•	•
		<i>Aphaenogaster iberica</i>			•	•	•
		<i>Camponotus sylvaticus</i>		•	•	•	•
		<i>Camponotus cruentatus</i>			•	•	•
		<i>Camponotus pilicornis</i>			•		•
Hymenoptera	Formicidae	<i>Camponotus</i> sp.					•
		<i>Diplorhoptrum</i> sp.			•		
		<i>Lasius brunneus</i>	•	•	•	•	
		<i>Pheidole pallidula</i>		•	•	•	•
		<i>Plagiolepis pygmaea</i>	•		•	•	•

Estados de descomposición: F: Fresco, E: Enfisematoso, D: Descomposición, DA: Descomposición Avanzada, R: Restos.

• 1-10 • 11-40 • 41-70 • 71-100 • 101-300 • 301-1000 • + de 1000

3.3.4. Caracterización faunística de la descomposición

De las observaciones antes expuestas parece inferirse una cierta relación entre, al menos, ciertos taxones y la estacionalidad, por un lado, y las diferentes fases de la descomposición por otro. A fin de comprobar estadísticamente estas relaciones empíricas se realizaron Análisis de Correspondencias con el fin de confirmar y, en su caso, determinar las relaciones existentes.

En este tipo de análisis, los taxones poco abundantes y los de aparición constante no dan información, más aún, enmascaran a veces las posibles tendencias de la comunidad en su conjunto. Estos taxones son los que aparecen junto al origen de coordenadas o, por el contrario, en puntos muy alejados.

En un primer análisis se relacionaron todos los taxones al nivel de orden, excepto ácaros y colémbolos, que lo hicieron a nivel de subclase y clase respectivamente, con las estaciones del año muestreadas (Figura 3.3.4.1). El análisis arrojó un resultado poco claro, no pudiéndose establecer un patrón definido en la estructura de la comunidad. Por tanto, fueron retirados los taxones poco abundantes o de aparición esporádica, centrándonos a partir de entonces en los tres grupos considerados como los más importantes en relación con la materia orgánica en descomposición de origen animal (BYRD Y CASTNER, 2010a; SMITH, 1986).

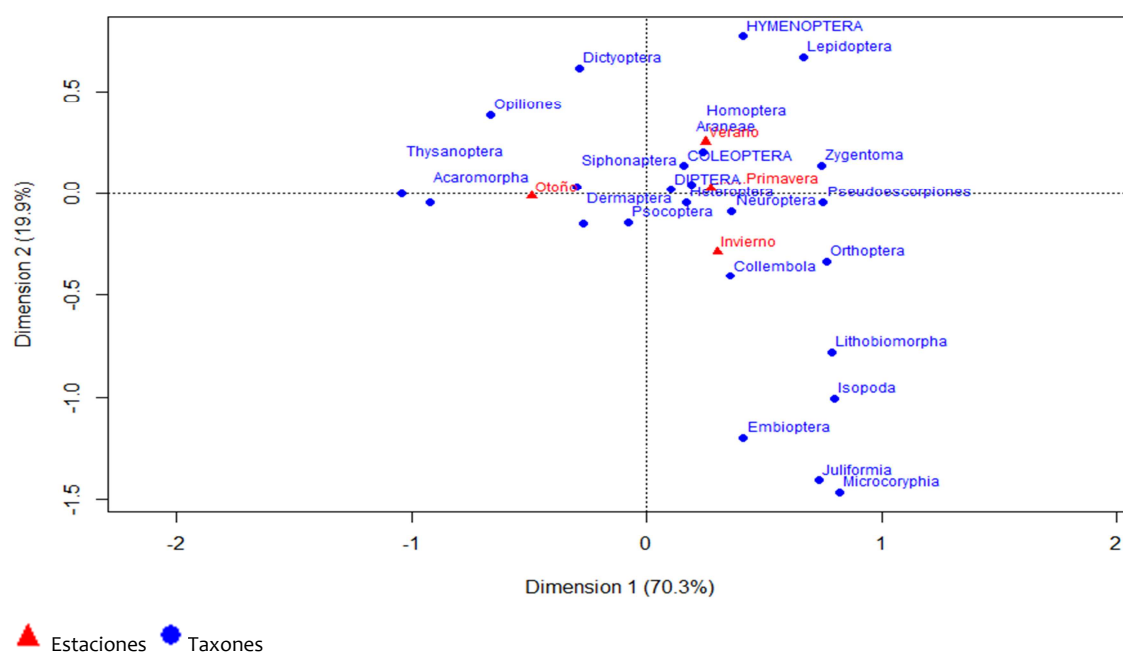


Figura 3.3.4.1. Análisis de Correspondencias de la interacción entre todos los taxones capturados y las estaciones muestreadas.

Así, el siguiente análisis se hizo sólo con los taxones: Diptera, Coleoptera e Hymenoptera y de éstos últimos a los pertenecientes a la familia Formicidae (Figura 3.3.4.2). Los resultados señalan una posición bastante central para los dípteros, algo alejados de la primavera y más próximos a otoño e invierno; esto es atribuible a su presencia en todas las estaciones, siendo otoño e invierno, cuando otros grupos no están representados o no son abundantes, donde los dípteros parecen dominar. Los coleópteros y los formícidos parecen asociarse con la primavera y el verano, respectivamente, según su distribución en el eje 1,

que es el que más información aporta. A este nivel, el análisis no aporta información realmente válida.

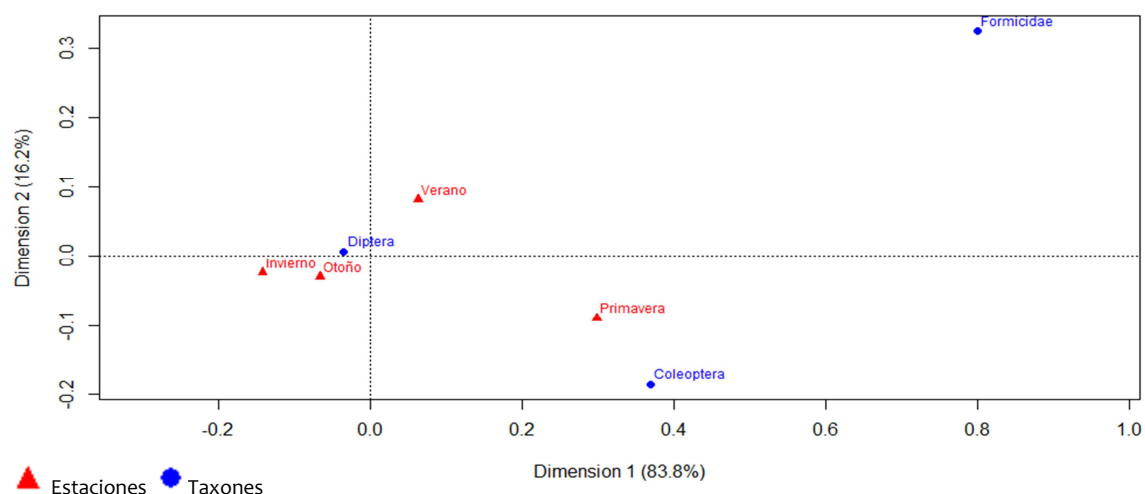


Figura 3.3.4.2. Análisis de Correspondencias de la interacción entre los principales taxones de insectos considerados y las estaciones muestreadas.

Posteriormente, para intentar obtener información más concreta, el análisis de correspondencias fue aplicado a las familias del orden Diptera con mayor número de ejemplares capturados: Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae, Sphaeroceridae, Fanniidae y Phoridae. Los resultados se exponen en el Figura 3.3.4.3. El primer eje separa el verano del resto de estaciones y parece asociarse con las familias Phoridae, Sarcophagidae, Fanniidae y Muscidae. Los Calliphoridae, por su aparición en todas las estaciones, se presentan relativamente próximos al origen de coordenadas y equidistantes del otoño e invierno. En el último cuadrante se sitúa la familia Sphaeroceridae, muy alejada del origen de coordenadas y equidistante de primavera e invierno, estaciones durante las cuales fueron más abundantes.

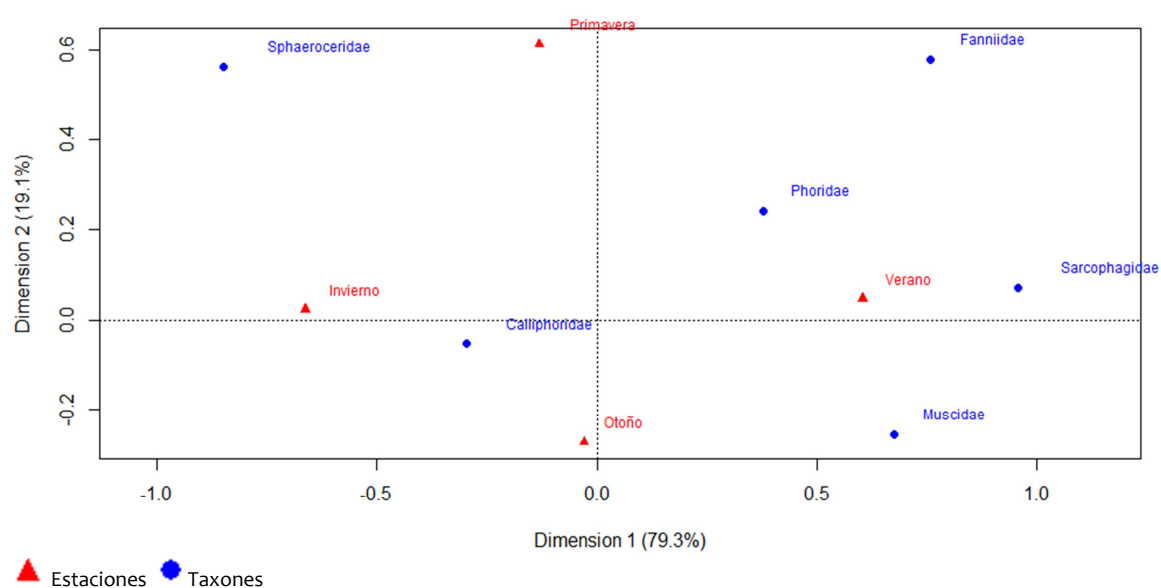


Figura 3.3.4.3. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las familias de dípteros más relevantes y las estaciones muestreadas.

Así, los resultados de este análisis son congruentes con lo observado para las distintas familias. Por ejemplo, los Sarcophagidae resultaron claramente mayoritarios en verano, llegando a faltar por completo en otras estaciones, particularmente el invierno (ARNALDOS SANABRIA, 2000; BEGOÑA GAMINDE, 2015; PRADO E CASTRO et al. 2012b). Los Muscidae manifiestan clara preferencia por épocas cálidas que, en nuestro caso, fueron verano y otoño (BEGOÑA GAMINDE, 2015; MARTÍN VEGA Y BAZ, 2013a; PRADO E CASTRO et al., 2012b). La situación de los Calliphoridae es fácilmente explicable por su constancia y predominancia en todas las estaciones del año. El hecho de que se encuentren aparentemente más relacionados con otoño e invierno es achacable, sin duda, a que, en esas estaciones, se presentaron pocos taxones que, salvo en otoño (donde los Muscidae fueron relativamente abundantes), fueron prácticamente testimoniales. Los casos de las demás familias son igualmente explicables teniendo en cuenta sus abundancias en las distintas estaciones (Figura 3.3.4.3).

También se realizó el análisis con las principales especies de la familia Calliphoridae. En la Figura 3.3.4.4 podemos ver, como el eje 1, que aporta prácticamente toda la información, separa las estaciones cálidas (verano y otoño) de las frías (primavera e invierno). Se puede observar una fuerte asociación de *Calliphora vomitoria* con el invierno y de *Phaenicia sericata* con el verano. Sin embargo, también vemos que están fuertemente asociadas a los ambientes fríos *Calliphora vicina* y las especies de la subfamilia Polleniinae y a los cálidos *Chrysomya albiceps* y, con menor número de ejemplares, *Lucilia caesar*.

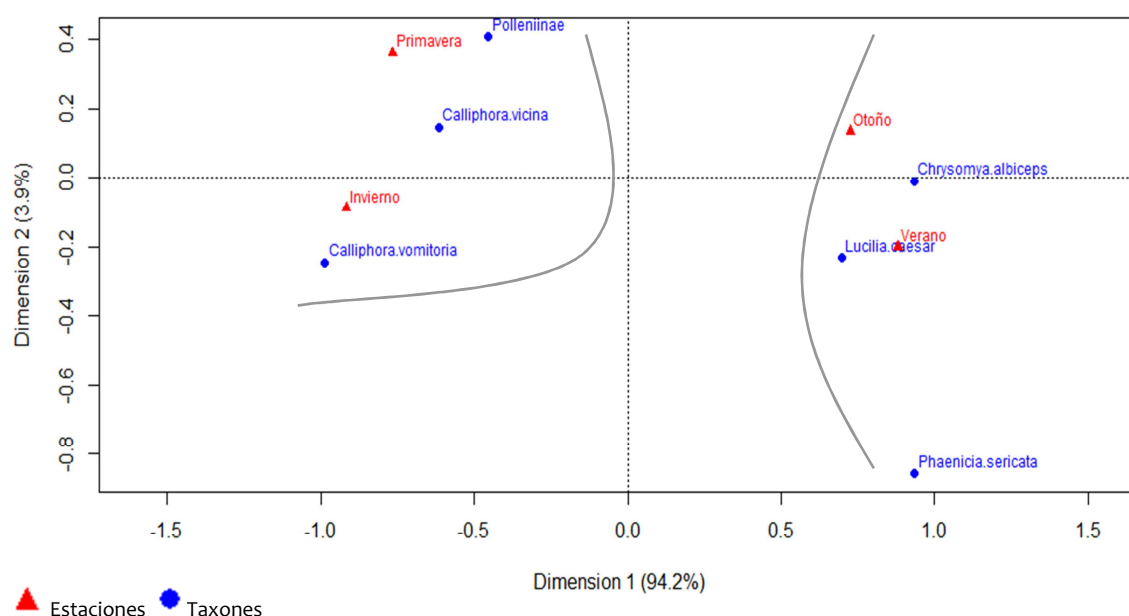


Figura 3.3.4.4. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae y las estaciones muestreadas.

El paso siguiente fue comprobar la relación existente entre las distintas fases de la descomposición consideradas para cada época de muestreo y las especies de la familia Calliphoridae.

En otoño (Figura 3.3.4.5), se observa que el primer eje explica prácticamente la totalidad de los datos analizados, encontrando, en el primer cuadrante, prácticamente todas las especies más relacionadas con la fase Descomposición a excepción de *Chrysomya albiceps*. La posición de esta especie, aparentemente asociada a las fases Descomposición y

Restos y muy influenciada por la fase D. Avanzada, se debe, sin duda a los adultos emergidos de la generación criada en el cadáver.

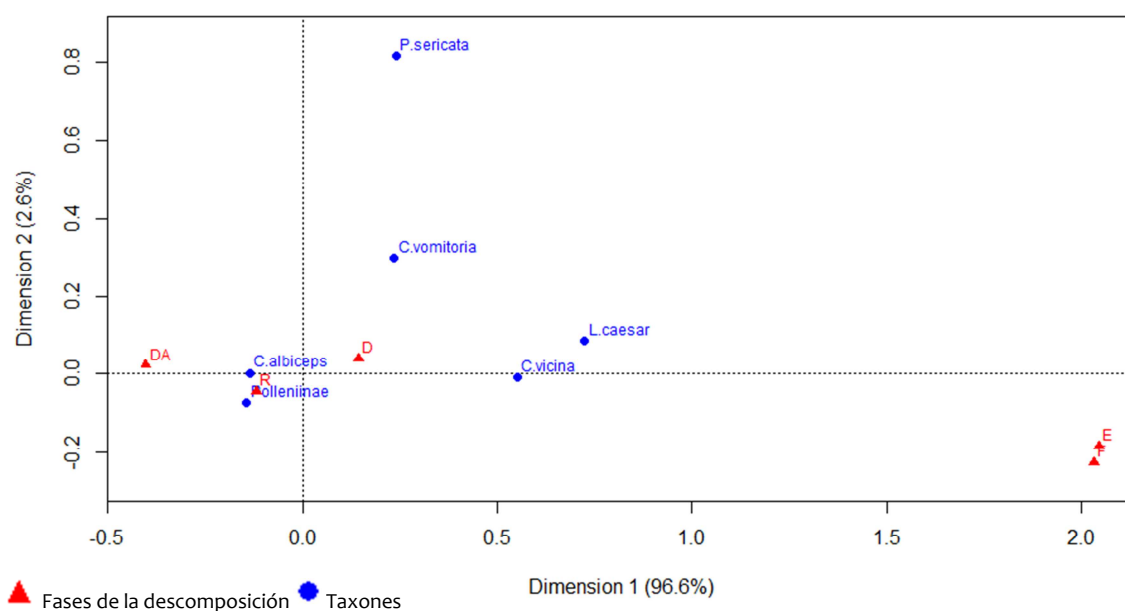


Figura 3.3.4.5. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae y las fases de la descomposición en otoño (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

Si se repite el análisis eliminando tales adultos en el caso de las especies *Calliphora vicina* y *Chrysomya albiceps*, las dos especies de califóridos más abundantes capturadas en otoño, y en las que se produjo emergencia de adultos (Figuras 3.2.2.30 y 3.2.2.34), se observa (Figura 3.3.4.6) que la posición de ambas especies varía con respecto al análisis anterior, situándose ahora alrededor y más cercanas a la fase Descomposición. *C. vicina* se aproxima algo a las fases Fresco y Enfisematoso, lo que es lógico por su carácter primario, no así *C. albiceps*, cuya posición es coherente con su carácter secundario.

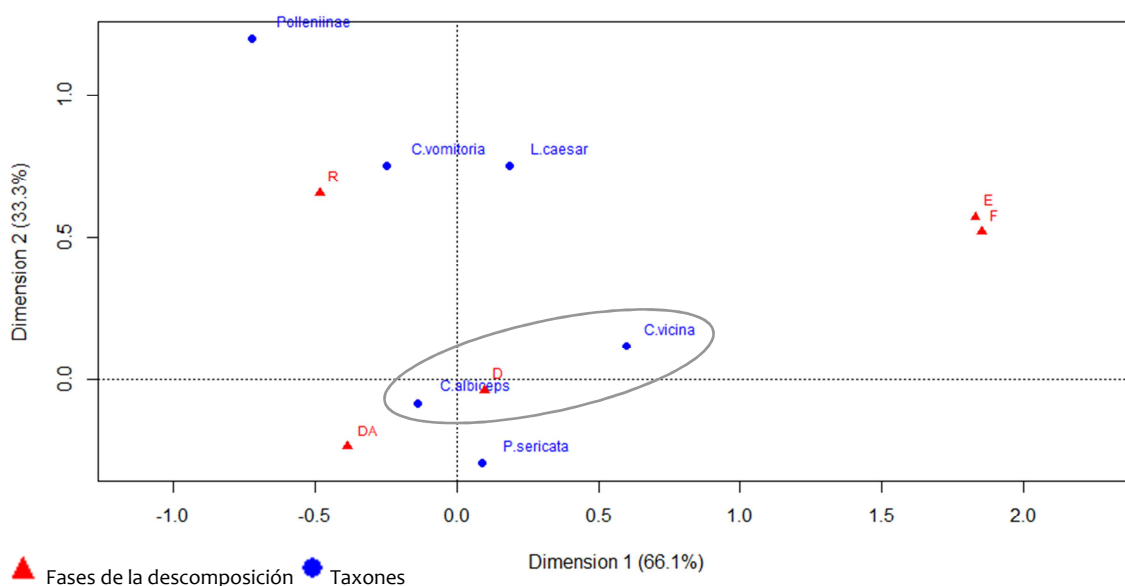


Figura 3.3.4.6. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae, eliminando los ejemplares pertenecientes a la segunda generación de adultos emergidos, y las fases de la descomposición en otoño (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En invierno, las especies capturadas en mayor abundancia, y las únicas relevantes, fueron *Calliphora vicina* y *C. vomitoria*, relacionadas con las etapas iniciales, fundamentalmente con la fase Descomposición (Figura 3.3.4.7).

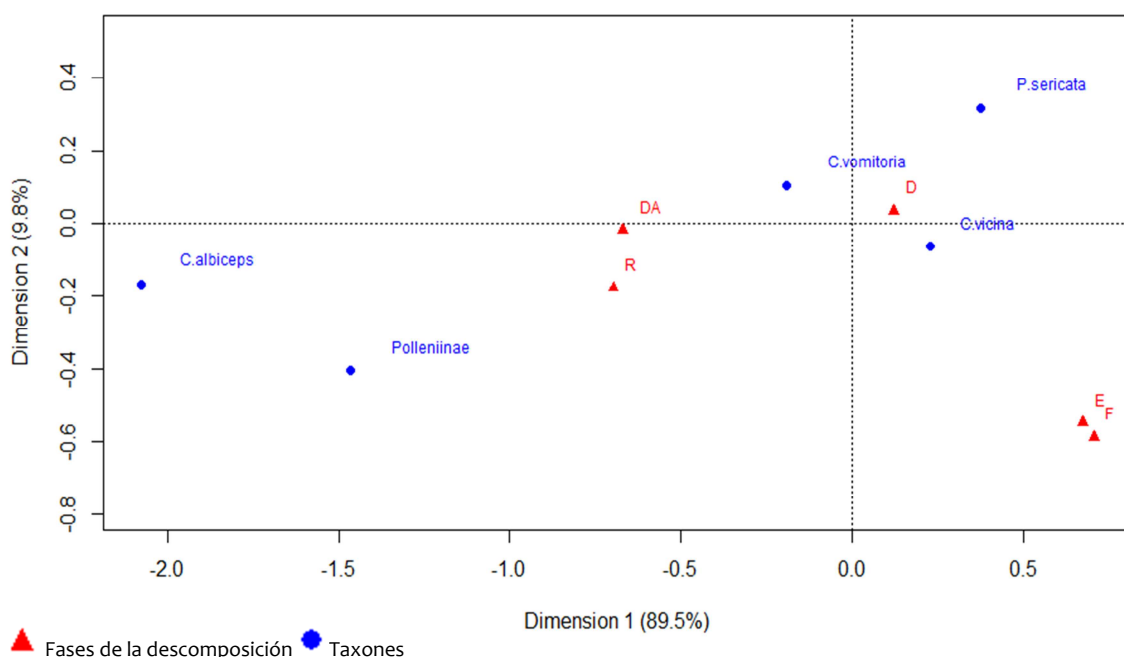


Figura 3.3.4.7. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae y las fases de la descomposición en invierno (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En primavera, vuelven a ser las especies *Calliphora vicina* y *C. vomitoria* las especies más abundantes y relevantes, encontradas en todas las fases de la descomposición salvo *C. vomitoria*, que se encontró a partir de la fase Enfisematosa (Figura 3.3.4.8). Por ello, se sitúan más relacionadas a las fases Fresca y Enfisematosa, respectivamente, debido al carácter primario y secundario de estos dípteros.

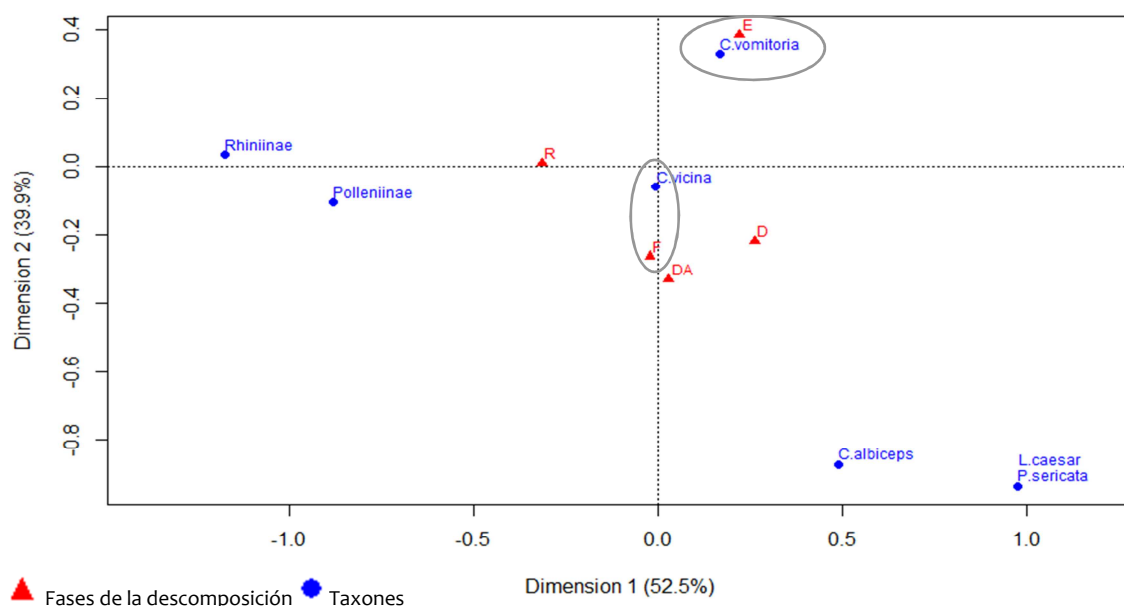


Figura 3.3.4.8. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae y las fases de la descomposición en primavera (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En verano (Figura 3.3.4.9), encontramos de nuevo, en el primer cuadrante, a casi todas las especies más relacionadas con la fase Descomposición a excepción de *Chrysomya albiceps*, que la encontramos de nuevo entre las fases Descomposición y Restos, estando muy influenciada por la fase D. Avanzada, como consecuencia de los adultos emergidos en la segunda generación.

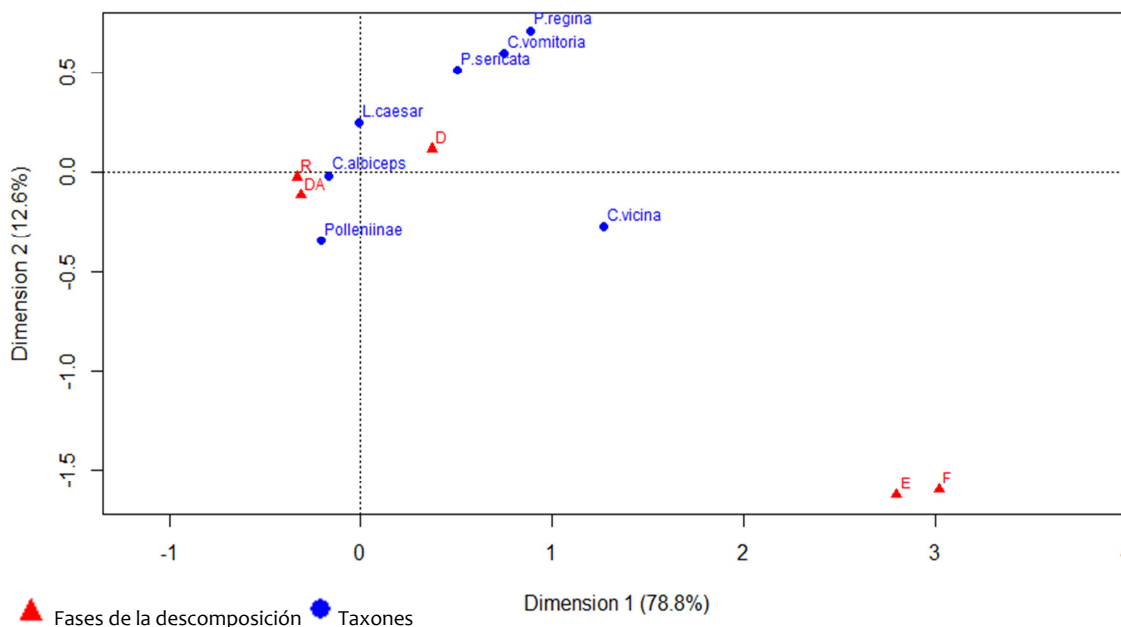


Figura 3.3.4.9. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

Si de nuevo se repite el análisis eliminando dichos adultos de *Chrysomya albiceps* (Figura 3.2.2.34), se observa cómo esta especie se sitúa ahora alrededor y más cercana a las fases Descomposición y Descomposición Avanzada y alejada de la fase Restos (Figura 3.3.4.10).

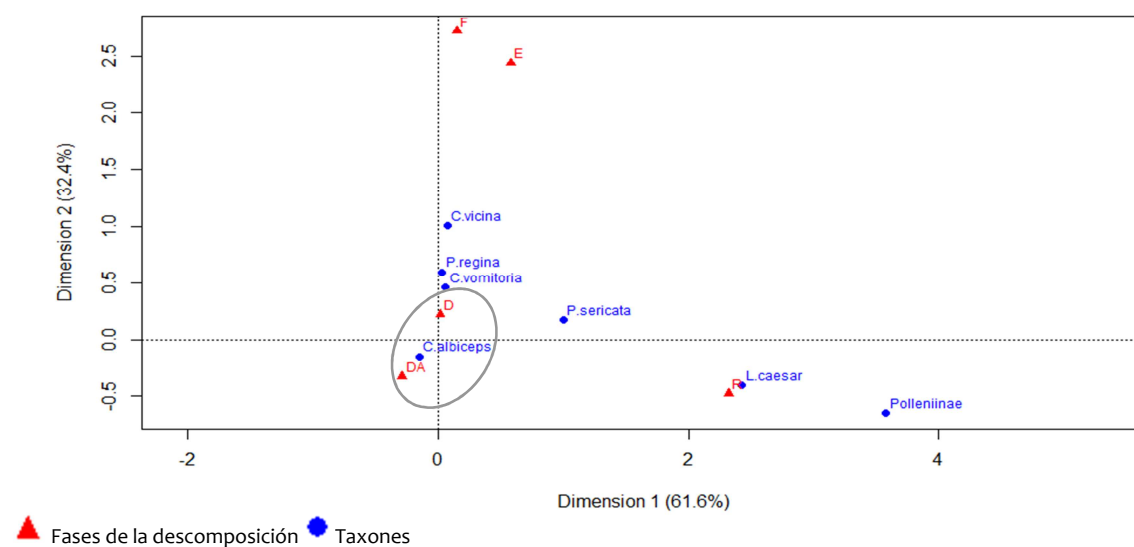


Figura 3.3.4.10. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Calliphoridae y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

El análisis realizado para la familia Muscidae considerando la totalidad de especies ofrece un resultado poco clarificador más allá de la aparente fuerte relación de *Phaonia* sp. y la primavera (Figura 3.3.4.11).

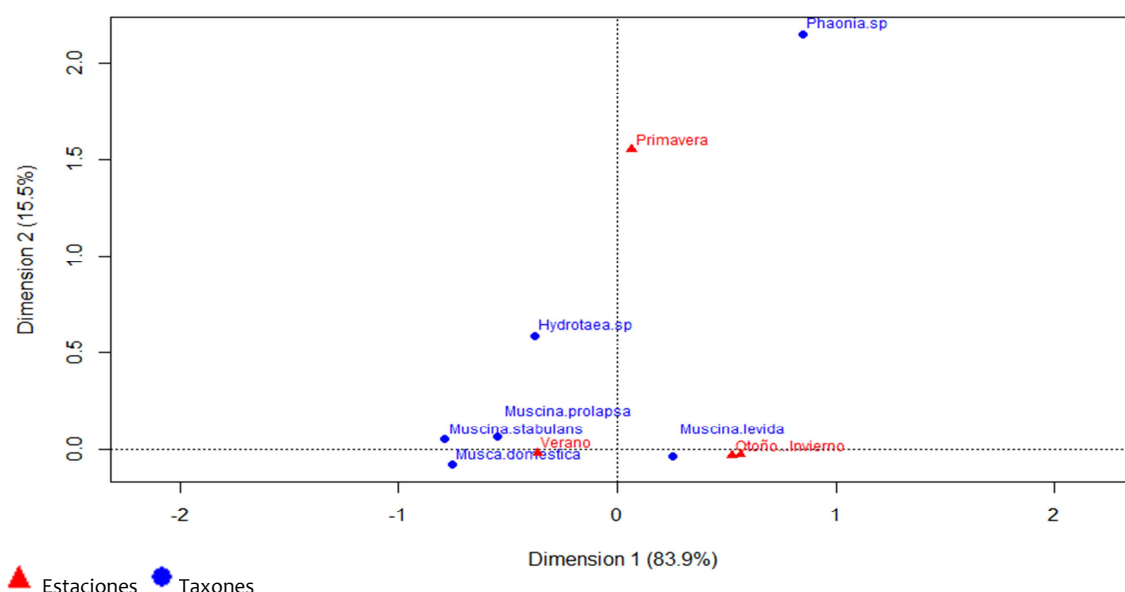


Figura 3.3.4.11. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las especies de dípteros pertenecientes a la familia Muscidae y las estaciones muestreadas.

Repetido el análisis eliminando a *Phaonia* sp. e *Hydrotaea* sp., por ser especies muy poco abundantes y casi exclusivas de otoño y verano respectivamente, se observa que el eje principal explica prácticamente la totalidad de los datos analizados (Figura 3.3.4.12), habiendo una fuerte asociación de las especies *Musca domestica*, *Muscina stabulans* y *M. prolapsa* con el verano. *Muscina levida* la encontramos también en ambientes cálidos, entre verano y otoño en este caso.

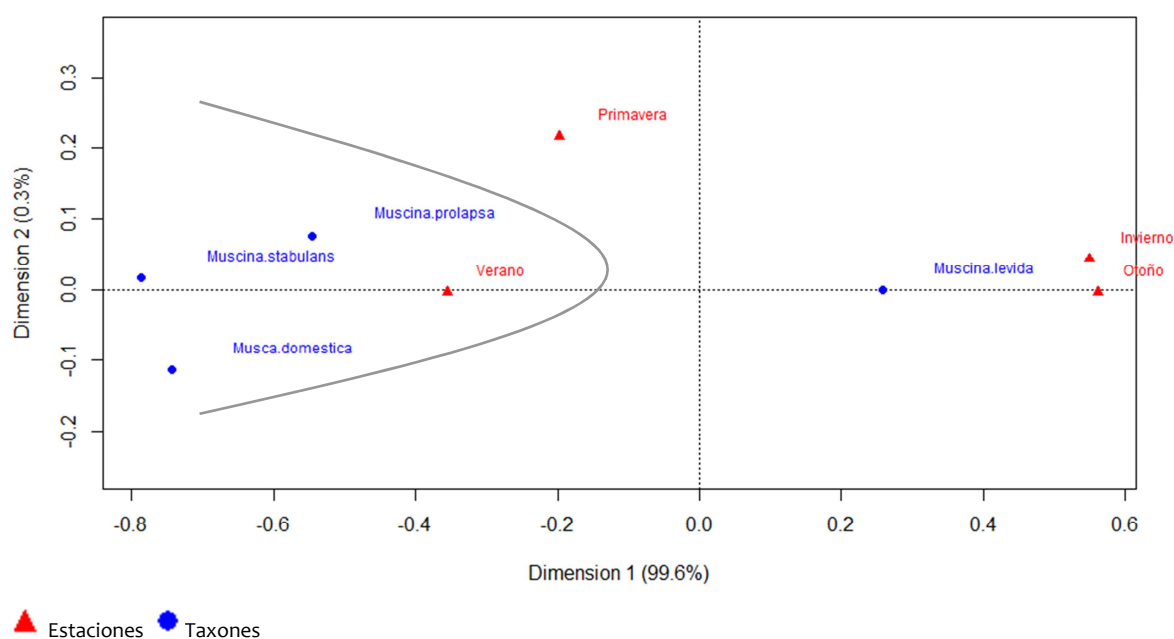


Figura 3.3.4.12. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las especies de díptero pertenecientes a la familia Muscidae, excepto *Phaonia* sp. e *Hydrotaea* sp., y las estaciones muestreadas.

El paso siguiente fue, de nuevo, comprobar la relación existente entre las distintas fases de la descomposición consideradas para cada época de muestreo de las especies de la familia Muscidae.

En otoño (Figura 3.3.4.13), la especie más abundante fue *Muscina levida*, encontrándola fuertemente relacionada con la fase Descomposición y estando muy influenciada por la fase Enfisematosa, ya que encontramos a esta especie pronto, hacia el día 5 de exposición del cadáver en esta estación.

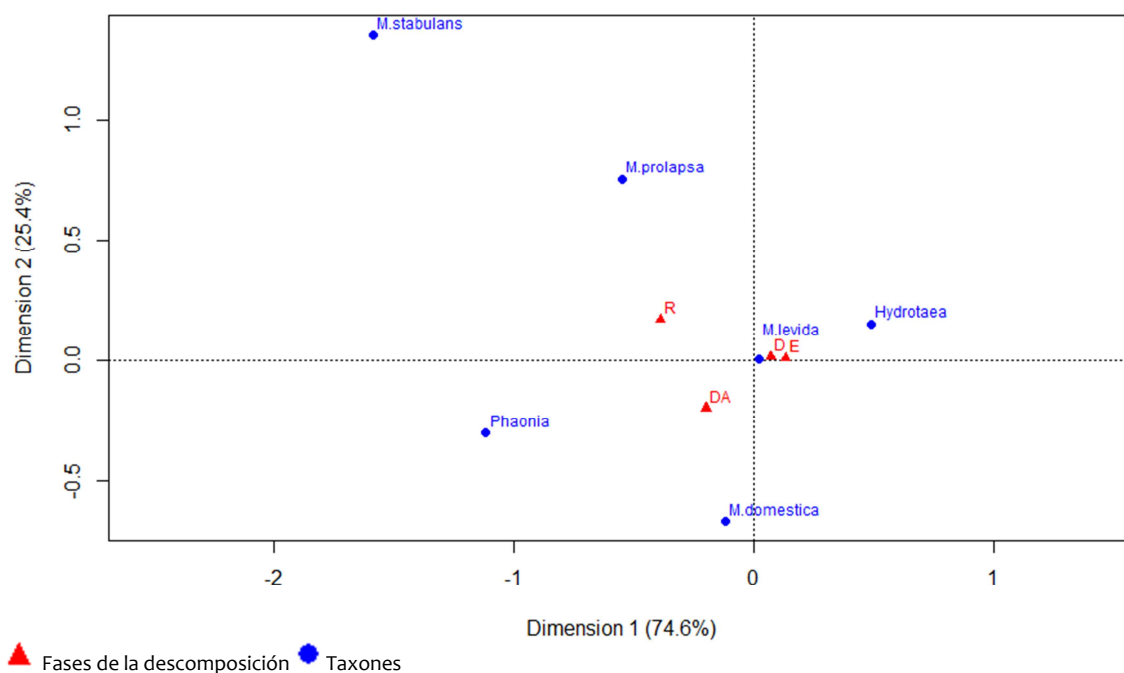
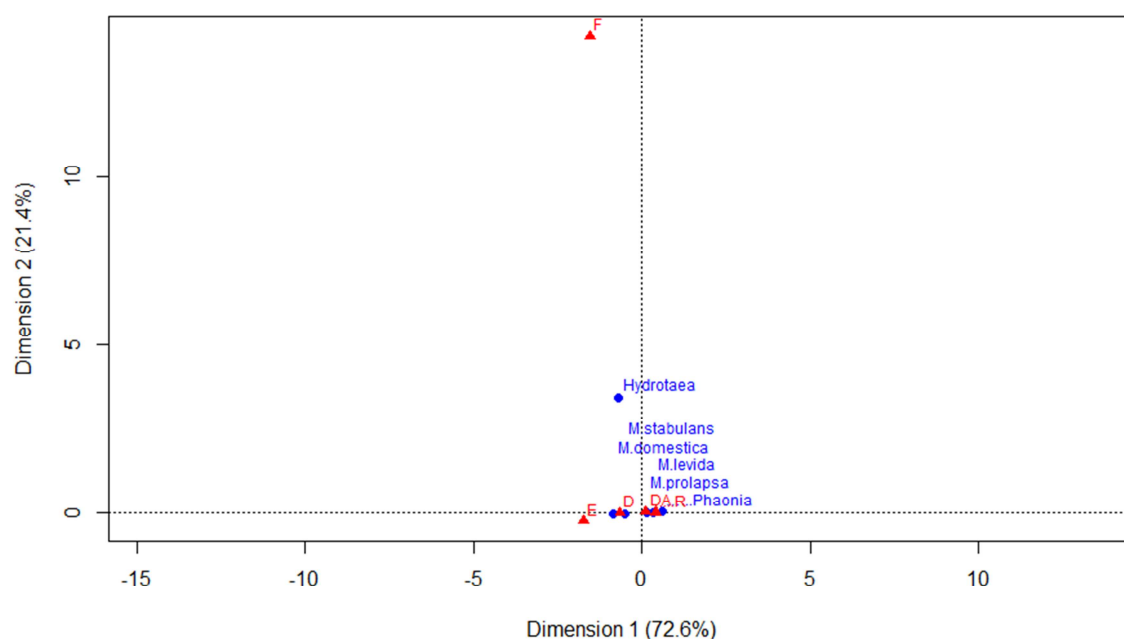


Figura 3.3.4.13. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las especies de díptero pertenecientes a la familia Muscidae y las fases de la descomposición en otoño (F: Fresco, E: Enfisematosa; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En invierno y primavera el resultado del análisis es muy similar y no arrojó datos llamativos, puesto que ninguna de las especies analizadas fue mayoritaria en esta estación.

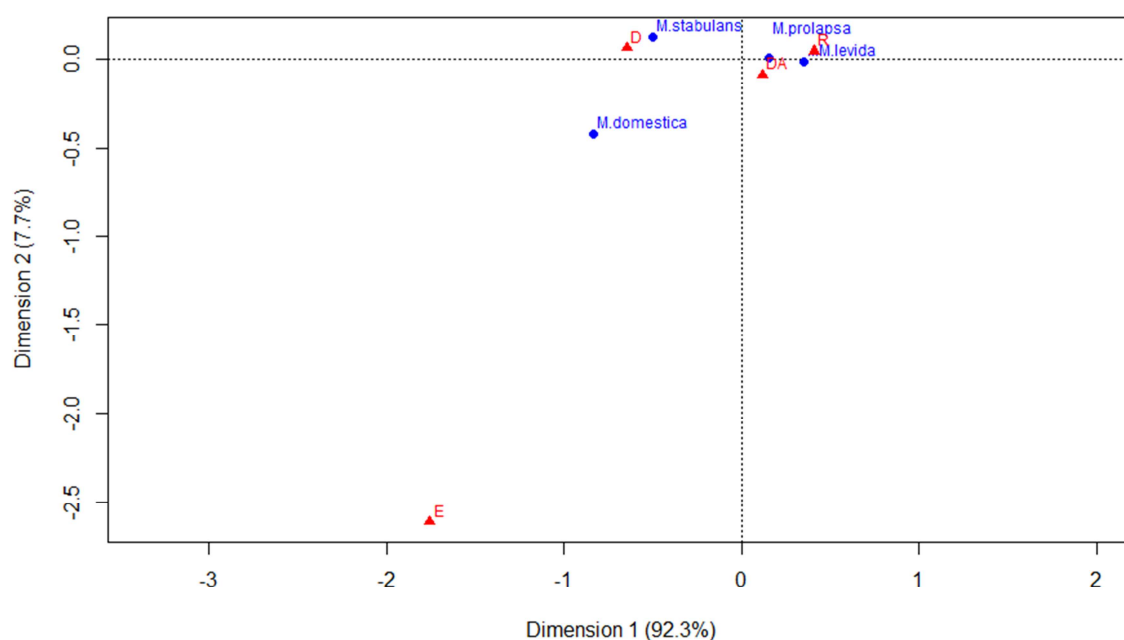
En verano, el análisis previo incluyendo todas las especies capturadas no permite apreciar relación entre especies y fases de la descomposición consideradas (Figura 3.3.4.14).

Por ello, en un análisis posterior se eliminaron *Phaonia* sp. e *Hydrotaea* sp. que, como anteriormente se ha comentado, son poco abundantes y casi exclusivas de otoño y verano respectivamente. El resultado ahora permite apreciar una fuerte asociación de las especies con las etapas tardías de la descomposición. *Musca domestica* se separa ligeramente del resto de especies, lo que se justifica por haber aparecido por vez primera al quinto día de exposición del cadáver, en la fase Enfisematosa (Figura 3.3.4.15).



▲ Fases de la descomposición ● Taxones

Figura 3.3.4.14. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las especies de díptero pertenecientes a la familia Muscidae y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).



▲ Fases de la descomposición ● Taxones

Figura 3.3.4.15. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de díptero pertenecientes a la familia Muscidae, eliminando los ejemplares pertenecientes a Phaonia sp. e Hydrotaea sp., y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En el caso del orden Coleoptera, se aplicó también el Análisis de Correspondencias a todas las familias encontradas, pero los resultados iniciales que arrojó el análisis mostró una nube de puntos de difícil interpretación, no presentando información relevante (Figura 3.3.4.16), a pesar de una aceptable distribución de las estaciones anuales en los distintos cuadrantes.

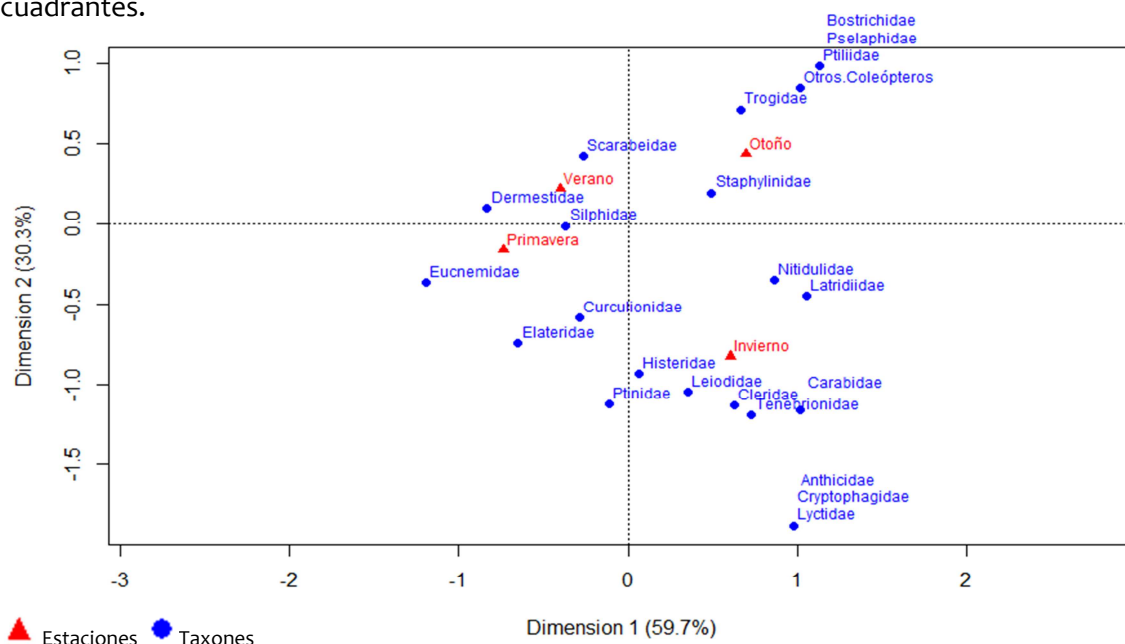


Figura 3.3.4.16. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las familias de coleópteros y las estaciones muestreadas.

Por lo anterior se repitió el análisis retirando las familias poco abundantes o de aparición esporádica, lo que llevó a que las familias estudiadas fueran: Staphylinidae, Dermestidae, Histeridae y Silphidae. La Figura 3.3.4.17 presenta los resultados obtenidos. Se observa de nuevo la neta separación de las estaciones anuales en los cuatro cuadrantes. Así, el cuadrante I relaciona otoño y Staphylinidae, el cuadrante II invierno e Histeridae, el cuadrante III primavera y Silphidae y el cuadrante IV verano y Dermestidae. Estas aparentes relaciones vienen respaldadas por las abundancias de las familias en las distintas estaciones (Tabla 3.2.2.10 y Figura 3.2.2.63).

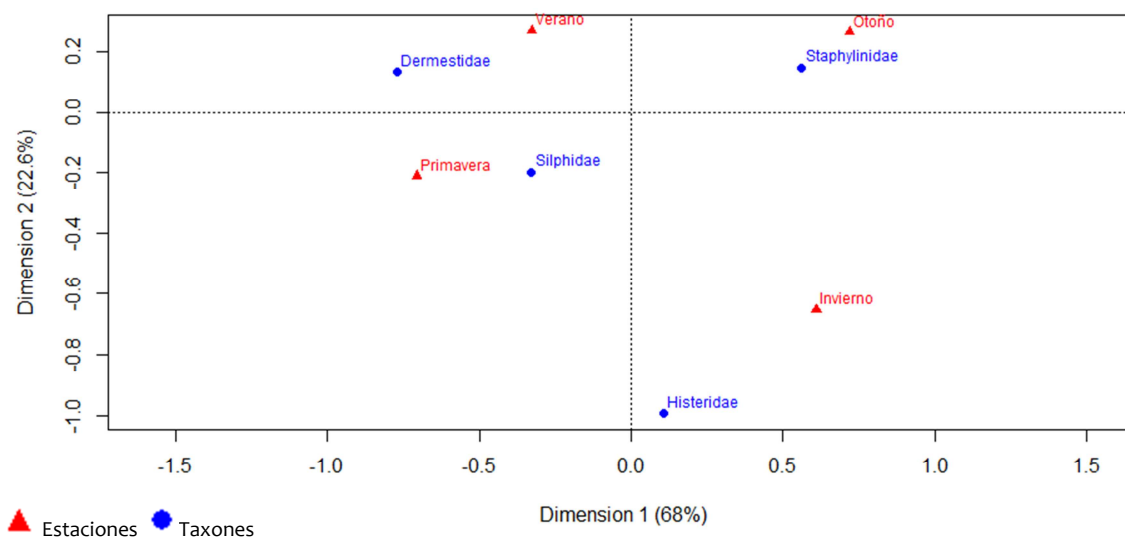


Figura 3.3.4.17. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las familias de coleópteros más relevantes y las estaciones muestreadas.

Los coleópteros necrófagos son característicos de los estadios secos de la descomposición (SMITH, 1986; GOFF Y CATTS, 1990), por lo que normalmente se les asocia a las últimas fases de este proceso, por lo que si analizamos la relación existente entre las distintas fases de la descomposición y las principales familias de coleópteros, se confirma esta asociación para todas las estaciones muestreadas (Figuras 3.3.4.18-21).

En otoño prácticamente todas las familias analizadas se encuentran asociadas a las fases avanzadas de la descomposición (Figura 3.3.4.18), no encontrando ningún ejemplar en las fases Fresco y Enfisematosa.

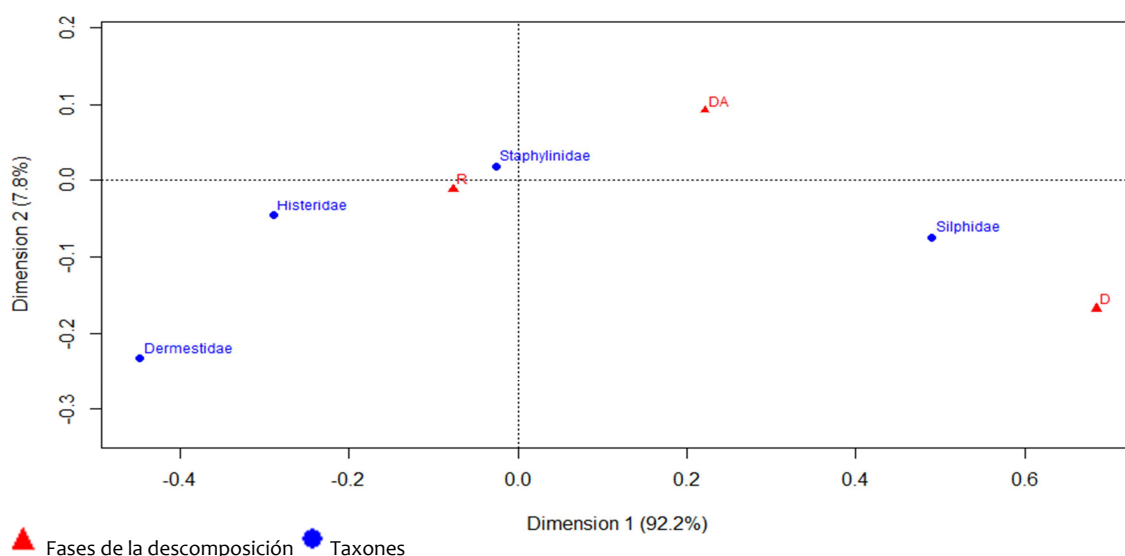


Figura 3.3.4.18. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales familias de coleópteros capturados y las fases de la descomposición en otoño (F: Fresco, E: Enfisematosa; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En invierno, al igual que para la estación anterior, las familias se encuentran asociadas fundamentalmente con las últimas etapas de la descomposición, excepto Staphylinidae, que se asocia con el cadáver desde las fases tempranas (3.3.4.19).

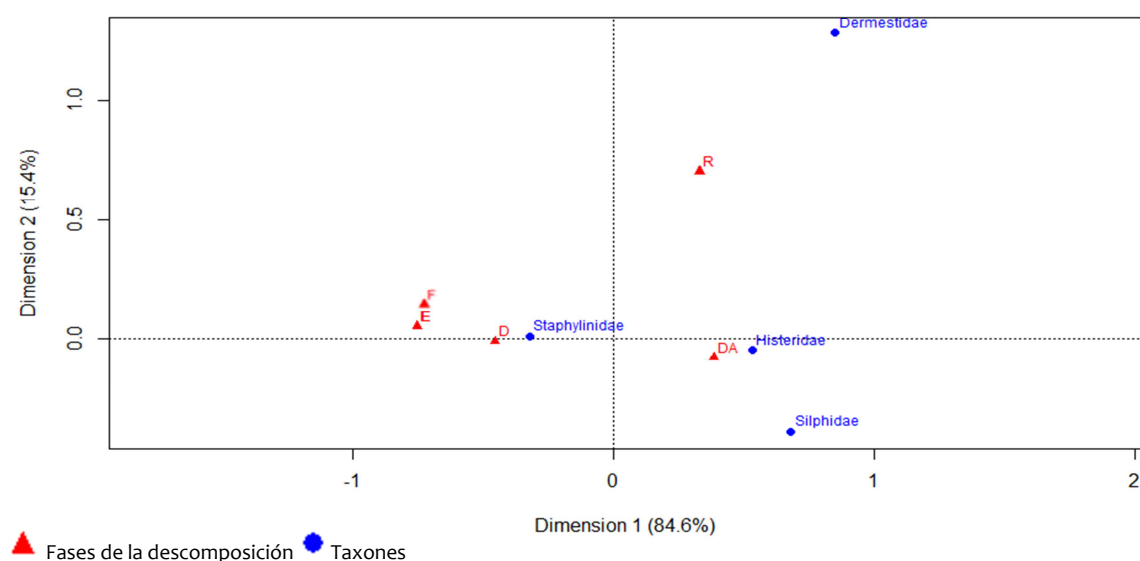
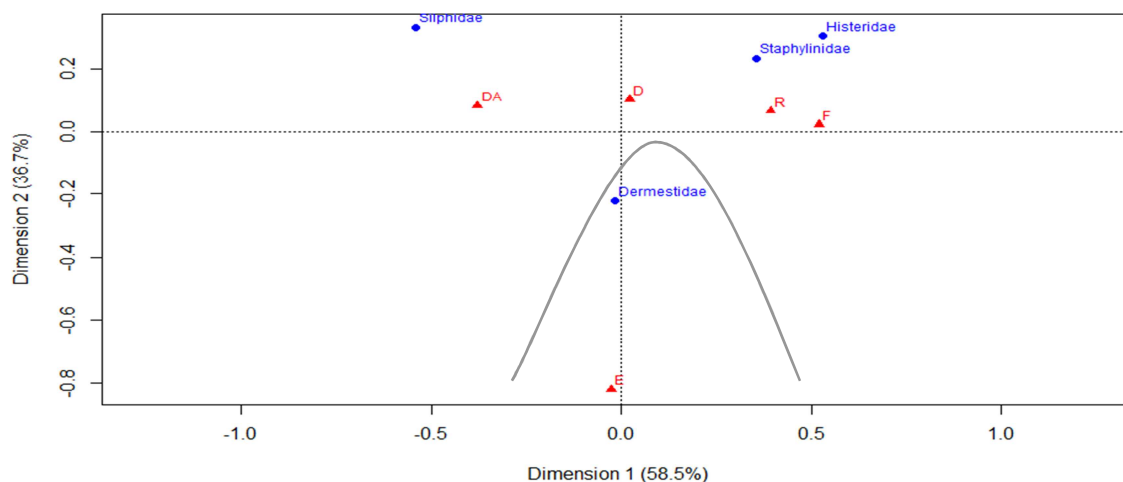


Figura 3.3.4.19. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales familias de coleópteros capturados y las fases de la descomposición en invierno (F: Fresco, E: Enfisematosa; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

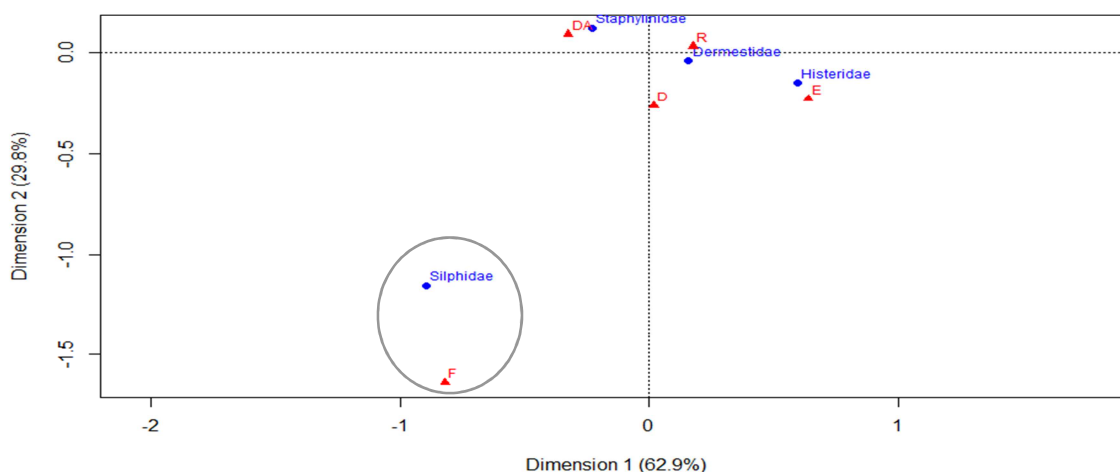
En primavera, llama la atención que los derméstidos, junto con la fase enfisematosa, aparecen separados del resto, consecuencia de que fue en esa fase cuando se recogieron algunos ejemplares de larvas de esta familia, sin haberse recogido ningún taxón más (Figuras 3.3.4.20 y 3.2.2.60).



▲ Fases de la descomposición ● Taxones

Figura 3.3.4.20. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales familias de coleópteros capturados y las fases de la descomposición en primavera (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En verano, los Silphidae se sitúan en un cuadrante distinto al resto en asociación a la fase Fresco, lo que es lógico habida cuenta de que, aun en baja abundancia, fue el único taxón recogido en tal fase (Figura 3.2.2.73). Los demás taxones se asocian con etapas más tardías de la descomposición (Figuras 3.3.4.21 y 3.2.2.61).



▲ Fases de la descomposición ● Taxones

Figura 3.3.4.21. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales familias de coleópteros capturados y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

Para el orden Hymenoptera, el Análisis de Correspondencias fue realizado teniendo en cuenta las especies pertenecientes a la familia Formicidae, pero los resultados iniciales que arrojó el análisis no presentaron información concluyente a pesar de apreciarse tendencias de relación (Figura 3.3.4.22).

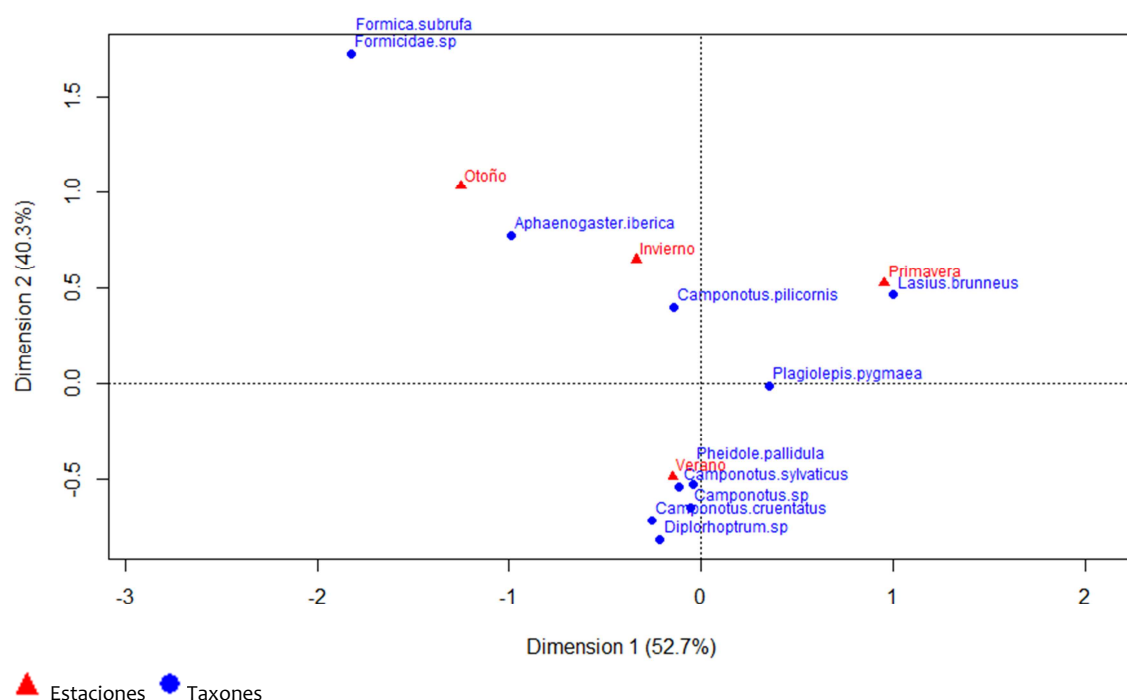


Figura 3.3.4.22. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las especies de la familia Formicidae y las estaciones de muestreo.

Al repetir el análisis eliminando aquellas especies que aparecen en muy baja abundancia y de forma esporádica y la estación de invierno por el mismo motivo, se observa (Figura 3.3.4.23) que el primer eje separa la primavera de las restantes estaciones, estando ésta fuertemente asociada con la especie *Lasius brunneus*. El segundo eje separa el verano de las restantes estaciones; el verano se relaciona con las especies del género *Camponotus*. *Plagiolepis pygmaea* se sitúa en posición intermedia entre primavera y verano y relativamente próxima al origen de coordenadas, ya que también aparecieron ejemplares de esta especie en otoño, aunque de forma puntual. El otoño se aleja de las demás épocas de muestreo y se ubica en un extremo del cuadrante III, asociado a la especie *Aphaenogaster iberica*, que resultó casi el único taxón recogido en esa estación (Tabla 3.2.2.14).

Analizando las relaciones existentes entre cada una de estas especies y las fases de la descomposición, no se encuentra una clara relación de ninguna de estas especies con las distintas fases, lo que está en consonancia con las observaciones de campo, su biología y los datos de la bibliografía, que sitúan al grupo como omnívoro. Así, aparecen tanto para consumir el recurso cadáver como la fauna en él instalada, sin estar atraídas por ninguna de las características físico-químicas particulares de las distintas fases de la descomposición (Figuras 3.3.4.24-26 y 3.2.2.80). No obstante, y precisamente por su carácter omnívoro, suelen aparecer en mayor número en las fases D y DA por dos motivos, uno que, en su caso, transcurre un tiempo suficiente entre la aparición del cadáver y la eventual instalación del hormiguero en sus proximidades y, otro, que tienden a ser más abundantes coincidiendo con las fases en que más huevos y larvas, especialmente de Diptera, aparecen en relación con el cadáver.

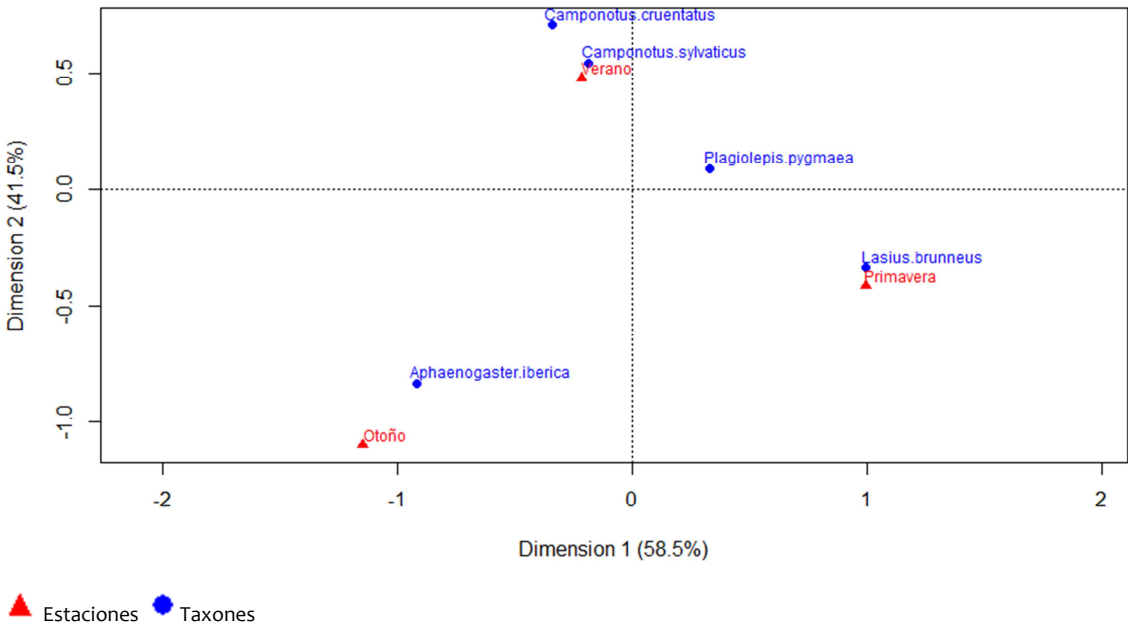


Figura 3.3.4.23. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las especies más abundantes de la familia Formicidae y las estaciones de muestreo.

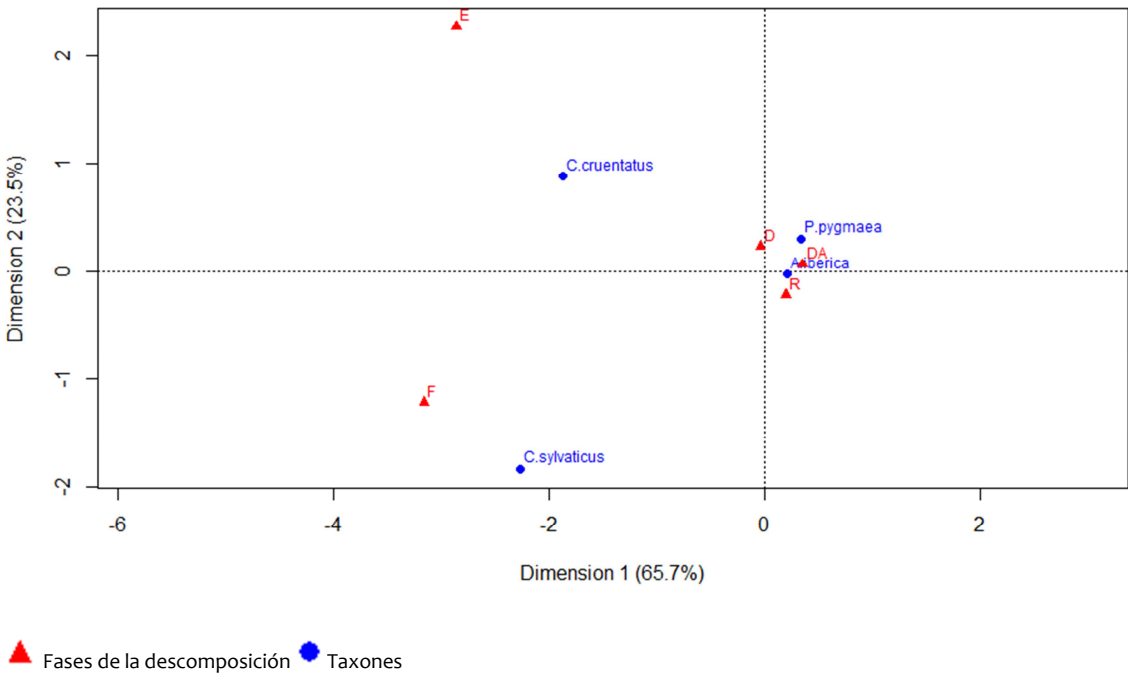


Figura 3.3.4.24. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de formícidos capturados y las fases de la descomposición en otoño (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

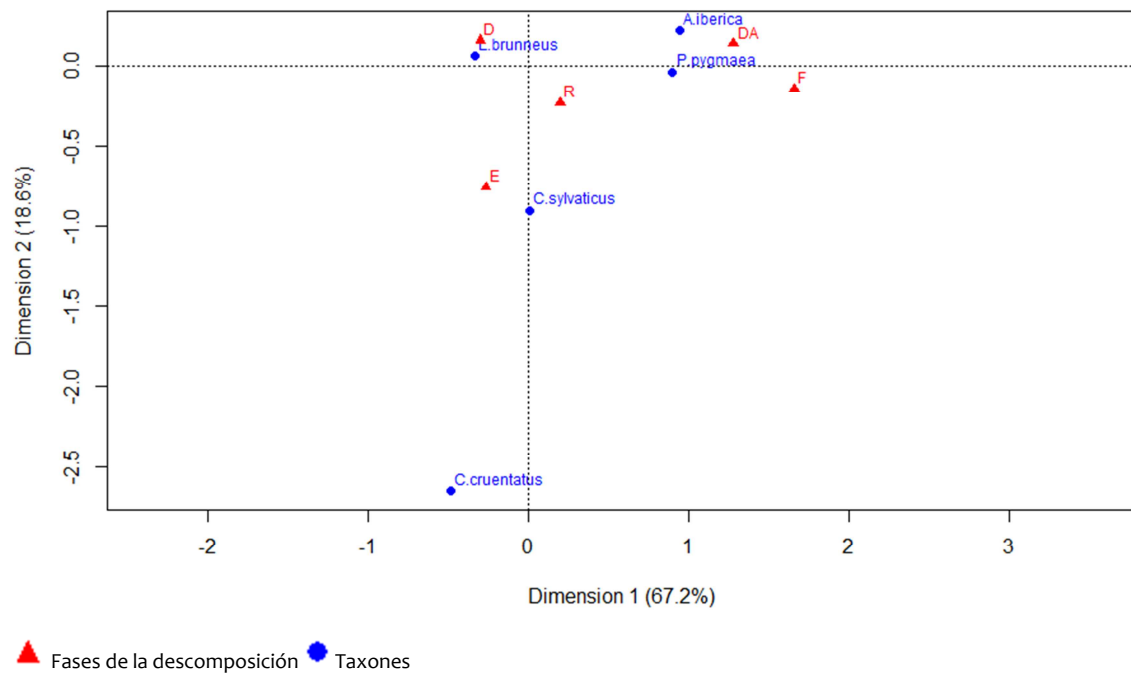


Figura 3.3.4.25. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de formícidos capturados y las fases de la descomposición en primavera (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

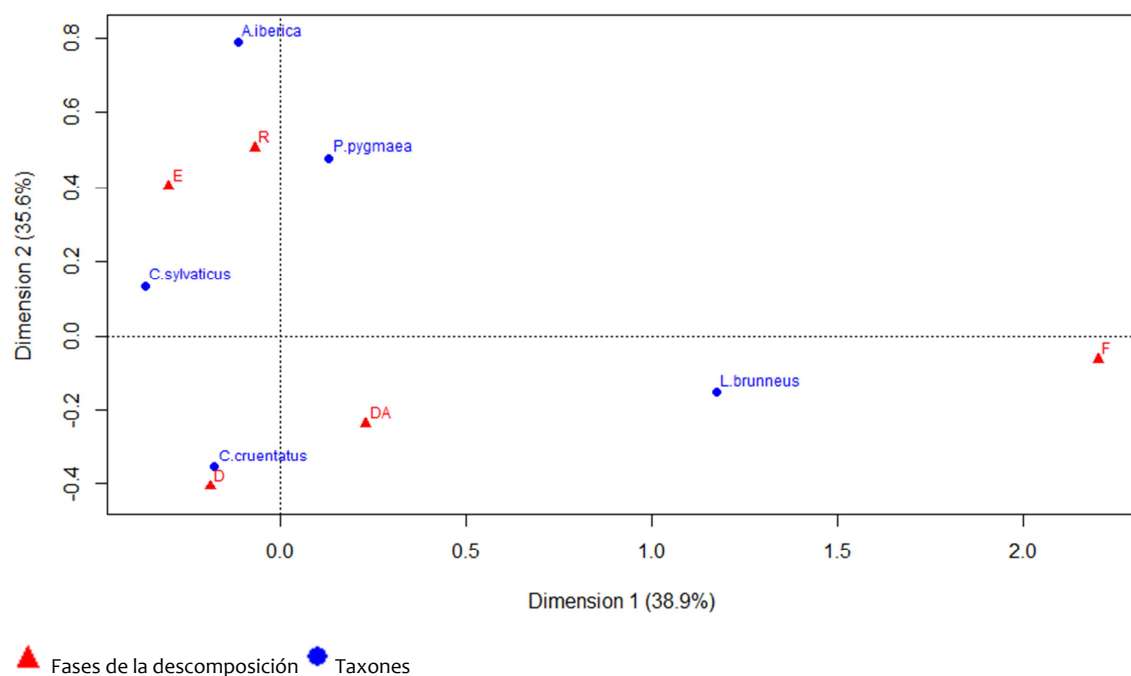


Figura 3.3.4.26. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales especies de formícidos capturados y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

Por último, si se caracteriza estacionalmente la comunidad considerando los taxones de mayor relevancia, observamos que cada estación se sitúa claramente en un cuadrante (Fig. 3.3.4.27). Se da una fuerte asociación de las especies de los dípteros *Calliphora vicina*, *C. vomitoria* y los Polleninae por la estación de invierno, explicable por su abundancia en esa estación respecto a otros taxones que, en muchos casos, no aparecían o lo hacían de modo prácticamente testimonial. Las familias de coleópteros Silphidae e Histeridae y el formícido *Lasius brunneus* parecen caracterizar la Primavera. En otoño encontramos bien relacionados con esta estación al conjunto formado por los dípteros *Chrysomya albiceps* y *Muscina levida*, los coleópteros pertenecientes a la familia Staphylinidae y el formícido *Aphaenogaster iberica*. Como era de esperar, las especies de coleópteros pertenecientes a la familia Dermestidae, así como el resto de hormigas, especies de múscidos, los califóridos *Lucilia caesar* y *Phaenicia sericata*, y los sarcófagos los encontramos asociados más estrechamente con el verano, caracterizándolo (Fig. 3.3.4.27).

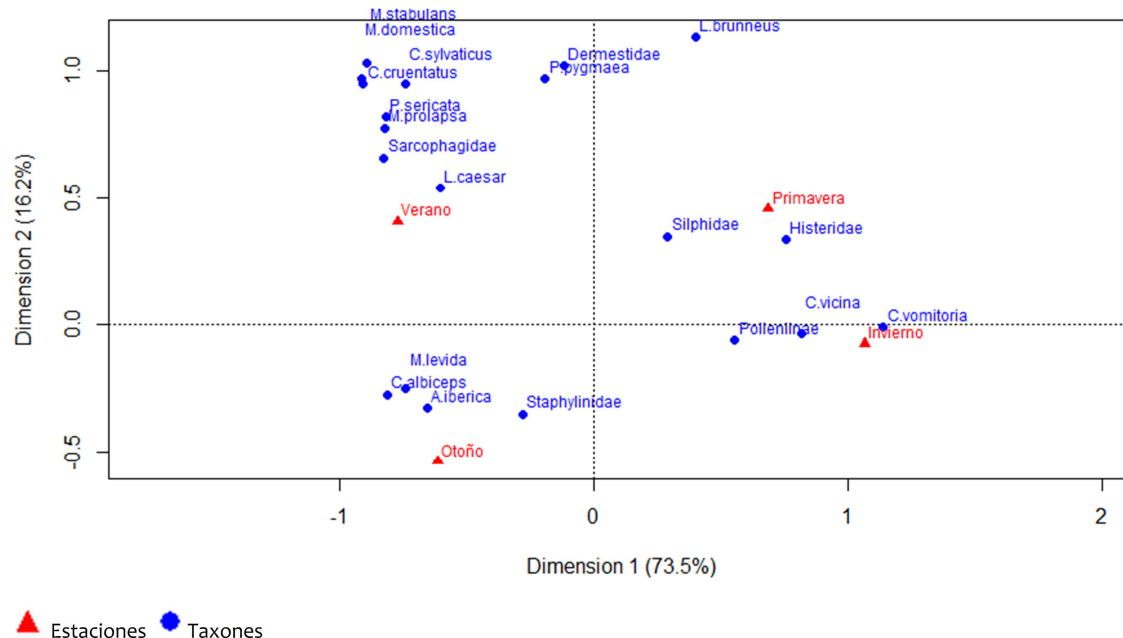


Figura 3.3.4.27. Análisis de Correspondencias de la interacción entre los taxones capturados más relevantes y las estaciones muestreadas.

Analizando las relaciones existentes entre cada uno de estos taxones y las fases de la descomposición, además de eliminar los adultos emergidos en el caso de los dípteros, para cada una de las estaciones muestreadas, observamos en otoño una fuerte asociación de la mayoría de los taxones por las fases más avanzadas de la descomposición, salvo para las especies del género *Camponotus* (Figura 3.3.4.28).

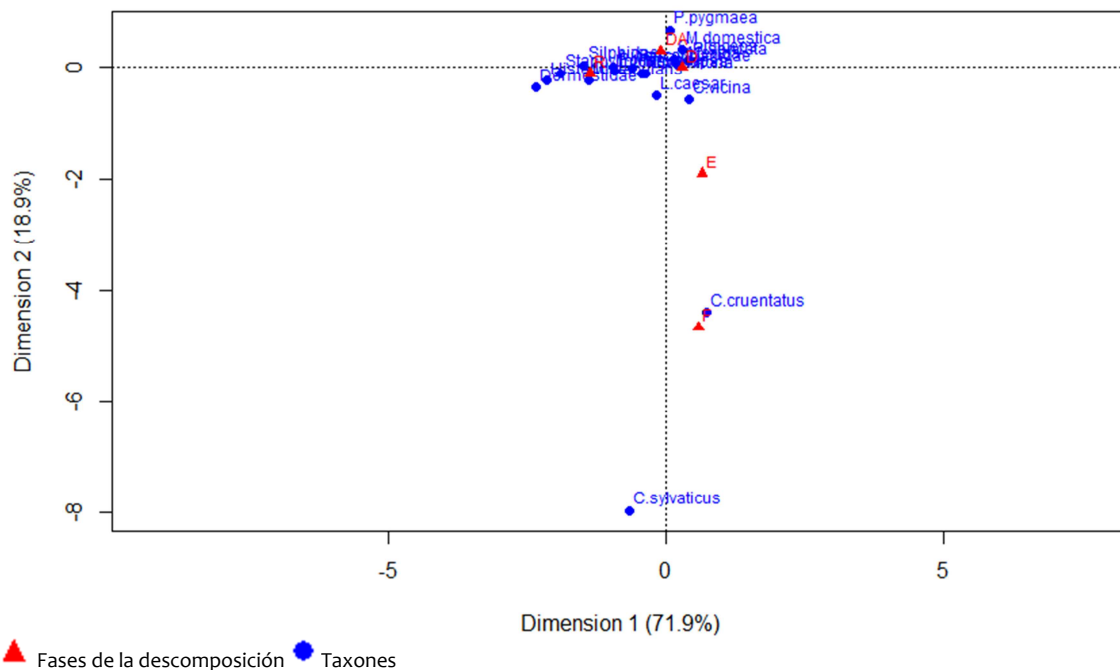


Figura 3.3.4.28. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales taxones capturados y las fases de la descomposición en otoño (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

Si repetimos el análisis eliminando estas dos especies se aprecia algo mejor la distribución del resto de taxones a lo largo del eje I, a pesar de su densa concentración. Se puede apreciar la concentración de la mayoría de dípteros en las fases D y DA, salvo *C. vicina* que se encuentra fuertemente influenciada por los estadios más tempranos de la descomposición, lo que es lógico debido a su carácter primario, y los coleópteros los encontramos asociados a la fase R (Figura 3.3.4.29).

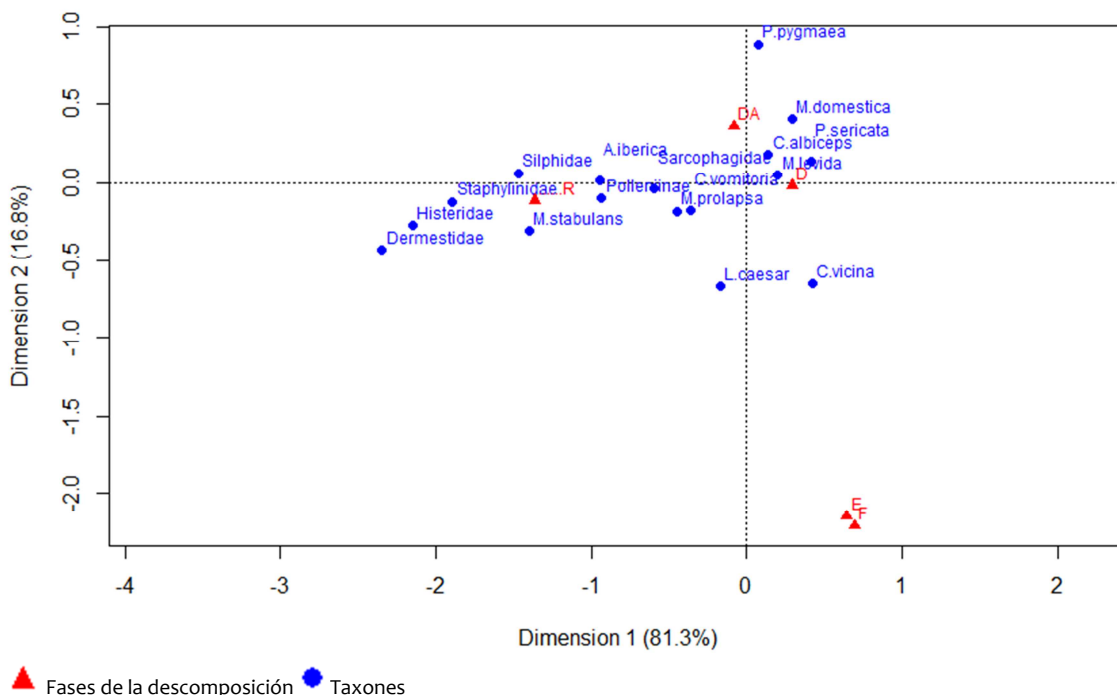


Figura 3.3.4.29. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales taxones capturados y las fases de la descomposición en otoño eliminando las especies del género *Camponotus* (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En invierno volvemos a encontrar patrones similares, estando *C. vicina* asociada a las fases más tempranas de la descomposición, los coleópteros en general a las fases tardías y las hormigas sin presentar un patrón particular de aparición en relación a las distintas fases de la descomposición (Figura 3.3.4.30).

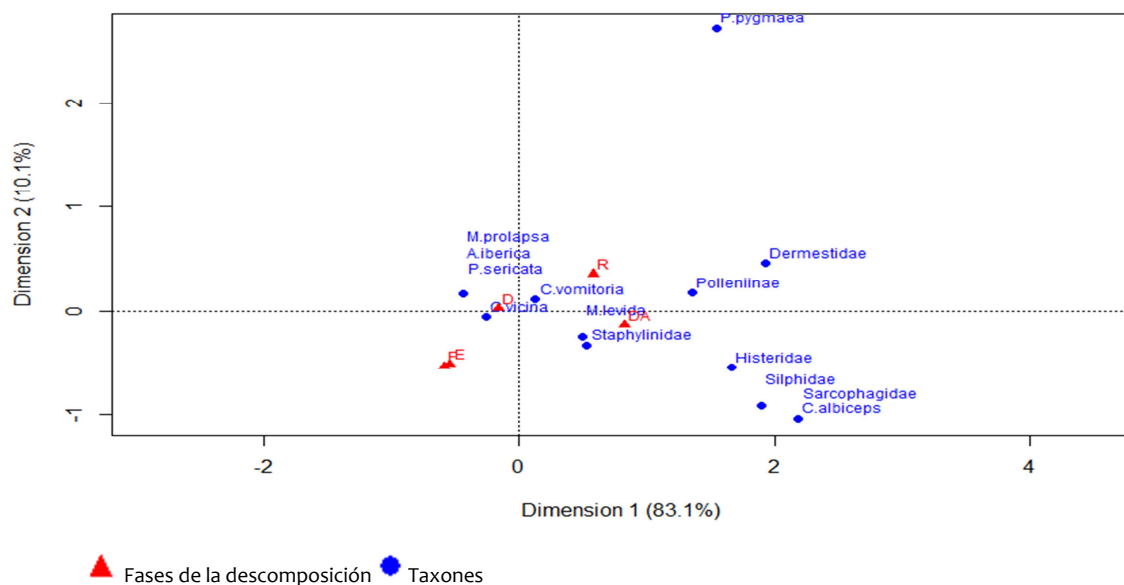


Figura 3.3.4.30. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales taxones capturados y las fases de la descomposición en invierno (F: Fresco, E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En primavera observamos curiosamente como la fase F se sitúa en el mismo cuadrante que la fase DA (Figura 3.3.4.31), seguramente como consecuencia de la presencia de larvas de Derméstidos encontradas en las primeras fases de la descomposición (Figura 3.2.2.60).

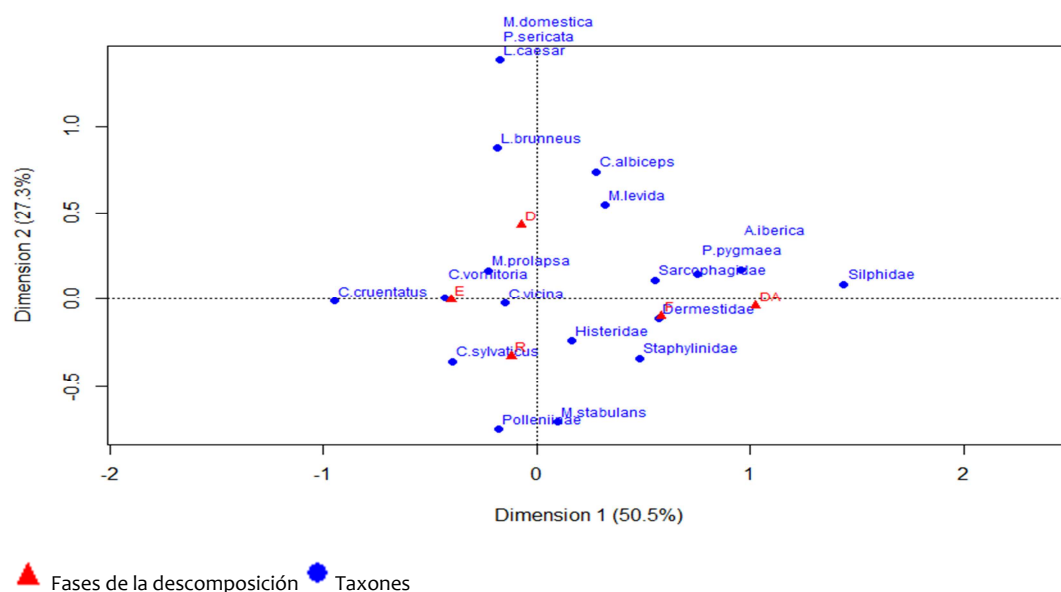


Figura 3.3.4.31. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales taxones capturados y las fases de la descomposición en primavera (E: Enfisematoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

En verano encontramos un patrón de distribución del conjunto de los distintos taxones similar a lo observado anteriormente en otoño, estando la mayoría de estos taxones asociados a las fases más tardías de la descomposición. En estadios más tempranos seguimos encontrando al díptero *C. vicina*, aunque fue muy escaso, y algunas especies de hormigas como *L. brunneus* (Figura 3.3.4.32) que apareció el primer día de exposición del cadáver, seguramente relacionado con una descomposición y desecación más rápida de los restos, consecuencia del calor.

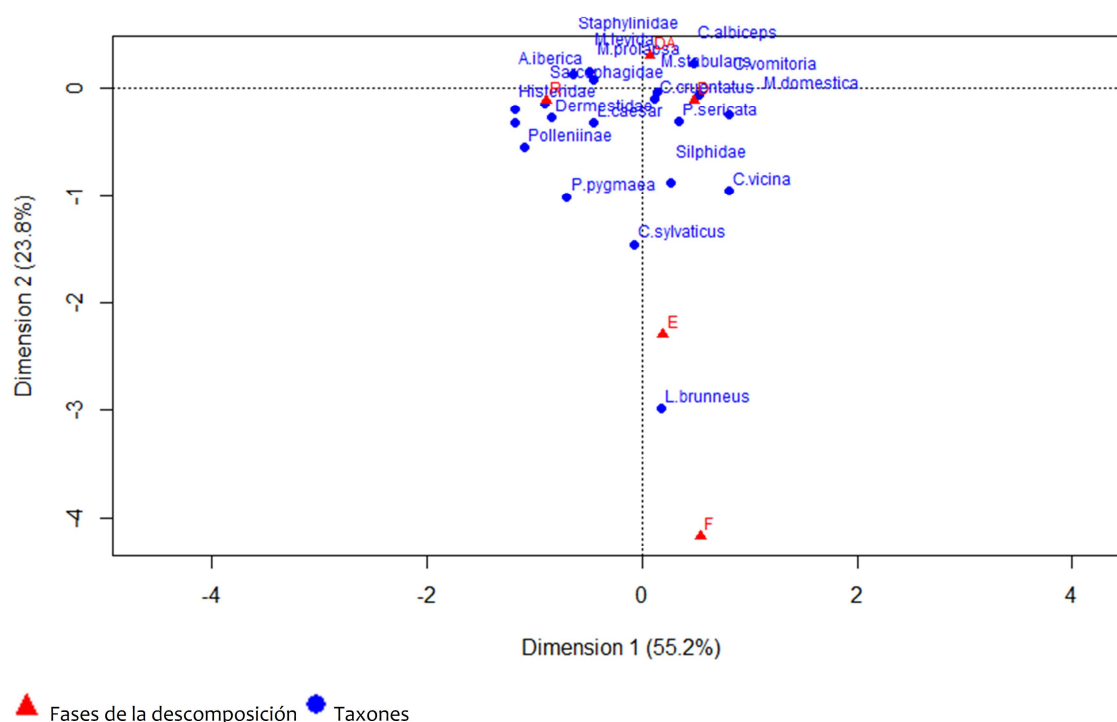


Figura 3.3.4.32. Análisis de Correspondencias de la interacción entre las principales taxones capturados y las fases de la descomposición en verano (F: Fresco, E: Enfismatoso; D: Descomposición; DA: Descomposición Avanzada; R: Restos).

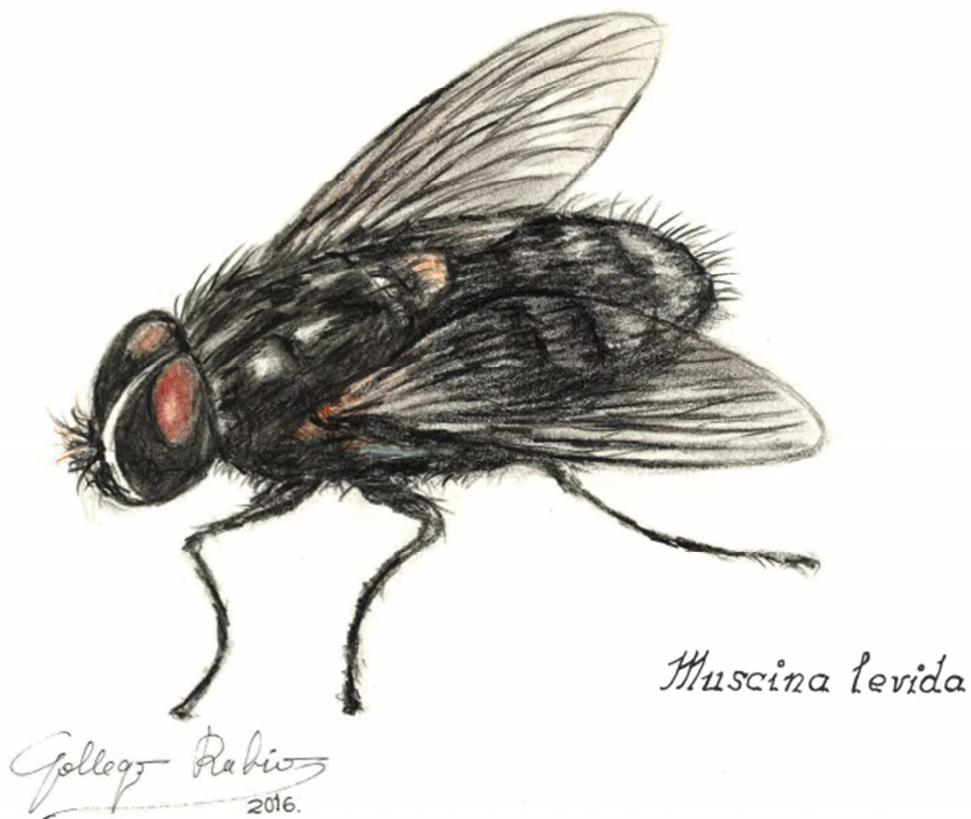
A la vista de todo lo anterior y teniendo en cuenta la experiencia de campo, en la Tabla 3.3.4.1 se recoge, a modo de resumen y como propuesta tentativa a efectos prácticos forenses, los taxones o conjuntos de taxones que permiten caracterizar las distintas fases de la descomposición en cada una de las estaciones muestreadas.

Tabla 3.3.4.1. Relación de taxones cuyo conjunto caracteriza estaciones y fases de la descomposición.

FASES DE LA DESCOMPOSICIÓN						
ESTACIONES	GRUPOS	FRESCO	ENFISEMATOSO	DESCOMPOSICIÓN	D. AVANZADA	RESTOS
OTOÑO	Dípteros	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	Polleniinae
			<i>M. levida</i>	<i>C. vomitoria</i>	<i>C. albiceps</i>	Fanniidae
			Phoridae	<i>C. albiceps</i>	Polleniinae	Sphaeroceridae
				<i>M. levida</i>	<i>M. levida</i>	Phoridae
				Fanniidae	Fanniidae	Sarcophagidae
				Sphaeroceridae	Sphaeroceridae	
				Phoridae	Phoridae	
				Sarcophagidae	Sarcophagidae	
	Coleópteros			Staphylinidae	Staphylinidae	Staphylinidae
				<i>T. ruficornis</i>	Dermestidae	Dermestidae
					Histeridae	Histeridae
					<i>T. ruficornis</i>	<i>T. ruficornis</i>
	Formícidos			<i>A. iberica</i>	<i>A. iberica</i>	<i>A. iberica</i>
INVIERNO	Dípteros	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	
			<i>C. vomitoria</i>	<i>C. vomitoria</i>	<i>C. vomitoria</i>	
			<i>M. levida</i>	<i>M. levida</i>	Polleniinae	
			Phoridae	Sphaeroceridae	<i>M. levida</i>	
				Phoridae	Fanniidae	
					Sphaeroceridae	
					Phoridae	
	Coleópteros			Staphylinidae	Staphylinidae	
				Histeridae	Dermestidae	
					Histeridae	
PRIMAVERA	Dípteros	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vomitoria</i>
			<i>C. vomitoria</i>	<i>C. vomitoria</i>	<i>C. vomitoria</i>	<i>C. albiceps</i>
			<i>M. levida</i>	<i>C. albiceps</i>	<i>C. albiceps</i>	Polleniinae
			Sphaeroceridae	<i>M. levida</i>	Polleniinae	<i>M. levida</i>
			Phoridae	Fanniidae	<i>M. levida</i>	<i>M. stabulans</i>
				Sphaeroceridae	Fanniidae	Fanniidae
				Phoridae	Sphaeroceridae	Sphaeroceridae
				Sarcophagidae	Phoridae	Phoridae
	Coleópteros				Sarcophagidae	
				Staphylinidae	Staphylinidae	Staphylinidae
				Dermestidae	Dermestidae	Dermestidae
				Histeridae	Histeridae	Histeridae
	Formícidos	<i>P. pygmaea</i>	<i>L. brunneus</i>	<i>P. pygmaea</i>	<i>L. brunneus</i>	<i>P. pygmaea</i>
			<i>P. pygmaea</i>		<i>C. sylvaticus</i>	
					<i>P. pygmaea</i>	
VERANO	Dípteros	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>C. vicina</i>	<i>M. levida</i>
			<i>M. domestica</i>	<i>C. vomitoria</i>	<i>C. vomitoria</i>	<i>M. stabulans</i>
			Sphaeroceridae	<i>C. albiceps</i>	<i>C. albiceps</i>	<i>M. domestica</i>
			Phoridae	<i>P. sericata</i>	<i>M. levida</i>	Fanniidae
				<i>M. levida</i>	<i>M. stabulans</i>	Sphaeroceridae
				<i>M. stabulans</i>	<i>M. domestica</i>	Phoridae
				<i>M. domestica</i>	Fanniidae	Sarcophagidae
				Fanniidae	Sphaeroceridae	
	Coleópteros			Sphaeroceridae	Phoridae	
				Phoridae	Sarcophagidae	
				Sarcophagidae		
	Formícidos	<i>P. pygmaea</i>	<i>C. sylvaticus</i>	<i>A. iberica</i>	<i>A. iberica</i>	<i>A. iberica</i>
			<i>P. pallidula</i>	<i>C. cruentatus</i>	<i>C. cruentatus</i>	<i>C. cruentatus</i>
			<i>P. pygmaea</i>	<i>P. pallidula</i>	<i>P. pallidula</i>	<i>P. pallidula</i>
				<i>P. pygmaea</i>	<i>P. pygmaea</i>	<i>P. pygmaea</i>
				<i>C. sylvaticus</i>		<i>C. sylvaticus</i>

Todo lo visto anteriormente apoya la gran heterogeneidad de la comunidad entomosarcosaprófaga en función de las características biogeográficas, incluso en zonas próximas entre sí, y con características ambientales propias y, con ello, la necesidad de conocer la comunidad en tantos ambientes y áreas geográficas como sea preciso para su aplicación en la práctica forense.

RESUMEN DE RESULTADOS Y CONCLUSIONES



4. RESUMEN DE RESULTADOS Y CONCLUSIONES

A continuación se presenta un resumen de los resultados obtenidos del estudio de la sucesión de la entomofauna sarcosaprófaga en un hábitat natural mediterráneo:

- Se ha prospectado la fauna entomosarcosaprófaga en un medio natural montañoso, a unos 900 m de altitud en el Sureste de la Península Ibérica, de forma estacional y empleando dos métodos de captura, trampa Schoenly y de caída.

- Se han capturado un total de 49385 ejemplares de artrópodos (46175 adultos y 3210 inmaduros) pertenecientes a más de 100 especies de, al menos, 95 familias de 24 órdenes, pertenecientes a las clases Euentomata, Arachnida, Collembola, Malacostraca, Diplopoda y Chilopoda.

- Se han identificado y definido cinco fases en el proceso de la descomposición cadavérica: Fresco, Enfisematoso, Descomposición, Descomposición Avanzada y Restos. Se ha apreciado variabilidad en la duración y evolución de las fases en función de la estación del año estudiada.

- La estructura de la comunidad se vio influenciada por las variables ambientales observándose diferencias, principalmente cuantitativas, en la distribución estacional de los taxones. La temperatura fue el factor clave que influyó en la velocidad de descomposición y la duración de cada una de las fases del proceso de la descomposición, ya que éstas variaron conforme a la estación. Verano y otoño fueron las estaciones más cálidas, donde se registraron más taxones y en mayor abundancia y donde la velocidad de descomposición fue más rápida que en invierno y primavera.

- La trampa de Schoenly recolectó el mayor número de individuos, con un 85,85 %, frente la trampa de caída, con un 14,15 %. Esta última trampa aporta poca información adicional en cuanto a la composición o la abundancia de la fauna, ya que no captura todos los taxones registrados ni en todas las estaciones. Sin embargo, sí que captura algunos taxones no capturados por la trampa Schoenly, aunque en muy baja abundancia, y sólo unos pocos taxones en mayor abundancia. Por ello, en este tipo de trabajos resulta adecuado el empleo de la trampa Schoenly, aunque su eficacia se ve reforzada con el empleo de las trampas de caída.

- Más del 85% de los ejemplares capturados pertenecen a la superclase Insecta y dentro de esta, el orden Diptera fue el taxón más abundante y el primero en aparecer en la sucesión entomosarcosaprófaga estudiada, representando algo más del 72% del total de la fauna capturada.

- La familia Calliphoridae fue la que registró las mayores capturas en todas las estaciones de muestreo. Las especies más abundantes fueron *Chrysomya albiceps*, en las estaciones más cálidas, y *Calliphora vicina* y *C. vomitoria*, en las estaciones más frías.

- La familia Muscidae fue la segunda familia en abundancia dentro de los dípteros, registrándose su presencia fundamentalmente en las estaciones más cálidas. Los múscidos más abundantes fueron *Muscina levida* y *M. stabulans*.

- Los otros órdenes tratados en este estudio de interés forense reconocido, Coleoptera e Hymenoptera, representaron respectivamente, el 4,25% y el 2,31% de la fauna capturada, siendo el cuarto y quinto taxones más capturados.

- Dentro del orden Coleoptera, las familias más capturadas y que constituyen algo más del 90% de sus capturas fueron Staphylinidae, Silphidae, Dermestidae e Histeridae, estando distribuidas por todas las estaciones muestreadas.

- En el orden Hymenoptera, la familia Formicidae fue la más abundante, constituyendo algo más del 50% de las capturas y, en general, se presentó en todas las estaciones salvo en invierno, donde se registraron sólo algunos individuos de forma puntual.

- Se ha evaluado la diversidad sarcosaprófaga mediante el empleo de índices biológicos.

- También se ha caracterizado la comunidad en función de los grupos ecológicos que la componen, resultando dominada por los grupos necrófago y necrófilo.

- Por último, se han comprobado las relaciones existentes entre ciertos taxones con la estacionalidad y las distintas fases de la descomposición, comprobando que la comunidad entomosarcosaprófaga estudiada se comporta como una comunidad bien estructurada, que se organiza progresivamente y actúa como un buen indicador de los procesos y fases de la descomposición cadavérica.

A partir de lo anterior, se han alcanzado las siguientes conclusiones:

1. La trampa Schoenly es el dispositivo para la captura de fauna sarcosaprófaga más efectivo, considerándose no imprescindible el empleo de trampas de caída adicionales aunque puedan ser de interés como apoyo para una caracterización más fina de la presencia de ciertos taxones, sobre todo coleópteros y formícidos.

2. La secuencia de artrópodos de la fauna sarcosaprófaga sigue un patrón similar en las regiones templadas del mundo.

3. La comunidad entomosarcosaprófaga del hábitat natural montañoso en la Región de Murcia prospectado muestra gran diversidad cuantitativa y cualitativa.

4. Dada la heterogeneidad de esta comunidad y las diferencias estacionales de tipo cualitativo encontradas, se incurre en la necesidad de considerar el máximo espectro de sus componentes faunísticos a la hora de aplicar esta disciplina en el ámbito forense. Con ello se podrán evitar sesgos indeseados que puedan alterar la procedencia geográfica y/o ambiental de las evidencias estudiadas y, a su vez, la estimación del intervalo postmortem.

5. La diversidad ecológica de la comunidad muestra variaciones estacionales y relacionadas con las fases de la descomposición. Esta variabilidad sugiere una heterogeneidad de la comunidad sarcosaprófaga que pudiera estar relacionada con las variables geográfica y ambiental consideradas.

6. La estructura de la comunidad estudiada en función de los grupos ecológicos que la conforman es similar, a grandes rasgos, a la existente en otros ambientes. Sin embargo, la estructura fina de esta comunidad presenta características propias y exclusivas de cada una de ellas.

7. A efectos prácticos forenses cada fase de la descomposición en cada estación del año se caracteriza por un conjunto particular de taxones.

REFERENCIAS



Pheidole pallidula.

Gallego Rubio
2016.

4. REFERENCIAS

- ABALLAY, F. H., MURÚA, A. F., ACOSTA, J. C., CENTENO, N. 2008. Primer registro de artropodofauna cadavérica en sustratos humanos y animales en San Juan, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 67 (3-4): 157-163.
- ABALLAY, F. H., MURÚA, A. F., ACOSTA, J. C., CENTENO, N. D. 2012a. Succession of carrion fauna in the arid regions of San Juan province, Argentina and its forensic relevance. *Neotropical Entomology*, 41 (1): 27-31.
- ABALLAY, F. H., DOMÍNGUEZ, M. C., FERNÁNDEZ CAMPÓN, F. 2012b. Adult Fanniidae associated to pig carcasses during the winter season in a semiarid environment: Initial examination of their potential as complementary PMI indicators. *Forensic Science International*, 219 (1-3): 284.e1-284.e4.
- ABALLAY, F. H., ARRIAGADA, G., FLORES, G. E., CENTENO, N. D. 2013. An illustrated key to and diagnoses of the species of Histeridae (Coleoptera) associated with decaying carcasses in Argentina. *Zookeys*, 261: 61-84.
- ABD EL-BAR, M. M., SAWABY, R. F. 2010. A preliminary investigation of insect colonization and succession on remains of rabbits treated with an organophosphate insecticide in El-Qalyubia Governorate of Egypt. *Forensic Science International*, 208 (1-3): 26-30.
- AGUIRRE SEGURA, A., TIZADO MORALES, E. J. 1993. Algunas capturas de parasitoides de pulgones pertenecientes a la subfamilia Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) en el Sureste de España. *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 17 (2): 353-354.
- AHMAD, A., AHMAD, A. H., DIENG, H., SATHO, T., AHMAD, H., AZIZ, A. T., BOOTS, M. 2011. Cadaver wrapping and arrival performance of adult flies in an oil palm plantation in northern peninsular Malaysia. *Journal of Medical Entomology*, 48 (6): 1236-1246.
- ALI-KHAN, F. E. A., ALI-KHAN, Z. 1974. Two cases of human *Sarcophaga* (Diptera: Sarcophagidae) myiasis in Quebec, with descriptions of the larvae. *Canadian Journal of Zoology*, 52: 643-647.
- AL-MESBAH, H., MOFFATT, C., EL-AZZAZY, O. M. E., MAJEED, Q. A. H. 2012. The decomposition of rabbit carcasses and associated necrophagous Diptera in Kuwait. *Forensic Science International*, 217: 27-31.
- AL-SHAREEF, A. H., AL-QURASHI, I. D. 2015. Study of some biological aspects of the blowfly *Chrysomya albiceps* (Wiedemann 1819) (Diptera: Calliphoridae) in Jeddah, Saudi Arabia. *Egyptian Journal of Forensic Sciences*, 6 (1): 11-16.
- ALTAMURA, B. M., INTRONA, F. Jr. 1982. A New Possibility of Applying the Entomological Method in Forensic Medicine: Age Determination of Postmortem Mutilation. *Medicina Legale. Quaderni Camerti*, 4 (3): 127-130.
- AMAT, E., RAMÍREZ-MORA, M. A., BUENAVENTURA, E., GÓMEZ-PIÑEREZ, L. M. 2013. Variación temporal de la abundancia en familias de moscas carroñeras (Diptera, Calyptratae) en un valle andino antropizado de Colombia. *Acta Zoológica Mexicana*, 29 (3): 463-472.
- AMES, C., TURNER, B. 2003. Low temperature episodes in development of blowflies: implications for postmortem interval estimation. *Medical and Veterinary Entomology*, 17: 178-186.
- AMENDT, J., KRETTEK, R., NIESS, C., ZEHNER, R., BRATZKE, H. 2000. Forensic entomology in Germany. *Forensic Science International*, 113: 309-314.

- AMENDT, J., KRETTEK, C., ZHENER, R. 2004. Forensic entomology. *Naturwissenschaften*, 91: 51-65.
- AMENDT, J., RICHARDS, C. S., CAMPOBASSO, C. P., ZEHNER, R., HALL, M. J. R. 2011. Forensic entomology: applications and limitations. *Forensic Science of Medicine and Pathology*, 7 (4): 379-392.
- ANDERSEN, A. S., SANDVANG, D., SCHRORR, K. M., KRUSE, T., NEVE, S., JOERGENSEN, B., KARLSMARK, T., KROGFELT, K. A. 2010. A novel approach to the antimicrobial activity of maggot debridement therapy. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy*, 65: 1646-1654.
- ANDERSON, G. S. 1995. The Use of Insects in Death Investigations: An Analysis of Cases in British Columbia over a Five Year Period. *Canadian Society of Forensic Science Journal*, 28 (4): 277-292.
- ANDERSON, G. S. 1997. The use of insects to determine time of decapitation: A case study from British Columbia. *Journal of Forensic Sciencess*, 42 (5): 947-950.
- ANDERSON, G. S. 2001. Insect Succession on Carrion and Its Relationship to Determining Time of Death. En: BYRD, J.H , CASTNER, J.L. (eds.). *Forensic Entomology: the Utility of Arthropods in Legal investigations*. CRC Press. Boca Raton. pp: 143-169.
- ANDERSON, G. S. 2010. Factors that influence insect succession on carrion. En: BYRD, J.H , CASTNER, J.L. (eds.). *Forensic Entomology: the Utility of Arthropods in Legal investigations*. Second edition. CRC Press. Boca Raton. pp: 201-250.
- ANDERSON, G. S. 2011. Comparison of decomposition rates and faunal colonization of carrion in indoor and outdoor environments. *Journal of Forensic Sciencess*, 56: 136-142.
- ANDERSON, G. S. 2016. Human decomposition and forensic. En: BENBOW, M. E., TOMBERLIN, J. K. , TARONE, A. M. (Eds.). *Carrion Ecology, Evolution, and Their Applications*. CRC Press. Boca Raton. pp: 541-556.
- ANDERSON, G. S., HOBISCHAK, N. R. 2004. Decomposition of carrion in the marine environment in British Columbia, Canada. *International Journal of Legal Medicine*, 118: 206-209.
- 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.
- ANTON, E., NIEDEREGGER, E., BEUTEL, R. G. 2011. Beetles and flies collected on pig carrion in an experimental setting in Thuringia and their forensic implications. *Medical and Veterinary Entomology*, 25 (4): 353-364.
- ARNALDOS SANABRIA, M. I., 2000. *Estudio de la fauna sarcosaprófaga de la Región de Murcia. Su aplicación a la Medicina Legal*. Tesis Doctoral. Universidad de Murcia. pp: 260. Disponible en: <http://hdl.handle.net/10201/29375>.
- ARNALDOS, M.I., ROMERA, E., GARCÍA, M.D., LUNA, A., 2001. An initial study on the succession of sarcosaprophagous Diptera (Insecta) on carrion in the southeastern Iberian Peninsula. *International Journal of Legal Medicine*, 114: 156-162.
- ARNALDOS, I., GARCÍA, M. D., ROMERA, E., BAQUERO, E. 2003. New data on the Myrmecidae fauna in the Iberian Peninsula (Hymenoptera, Chalcidoidea) from a carrion community. *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 27 (1-4): 225-228.
- ARNALDOS, M. I., ROMERA, E., PRESA, J. J., LUNA, A., GARCÍA, M. D., 2004a. Studies on seasonal arthropod succession on carrion in the southeastern Iberian Peninsula. *International Journal of Legal Medicine*, 118: 197-205.

- ARNALDOS, M. I., SÁNCHEZ, F., ÁLVAREZ, P., GARCÍA, M. D. 2004b. A forensic entomology case from the Southeastern Iberian Peninsula. *Anil Aggrawal's Internet Journal of Forensic Medicine and Toxicology*, 5 (1): 22-25.
- ARNALDOS, M. I., GARCÍA, M. D., ROMERA, E., PRESA, J. J., LUNA, A. 2005. Estimation of postmortem interval in real cases based on experimentally obtained entomological evidence. *Forensic Science International*, 149: 55-65.
- ARNALDOS, M. I., PRADO E CASTRO, C., PRESA, J. J., LÓPEZ-GALLEGU, E., GARCÍA, M. D. 2006. Importancia de los estudios regionales de fauna sarcosaprófaga. Aplicación a la práctica forense. *Ciencia Forense*, 8: 63-82.
- ARNALDOS, M. I., GONZÁLEZ MORA, D., BEGOÑA, I., GARCÍA, M. D. 2013. Nuevo sarcófágido en la comunidad sarcosaprófaga: caso de *Wohlfahrtia bella* (Macquart, 1839) (Diptera, Sarcophagidae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 37 (1-2): 99-101.
- ARNALDOS, M. I., UBERO-PASCAL, N., GARCÍA, R., CARLES-TOLRÁ, M., PRESA, J. J., GARCÍA, M. D. 2014. The first report of *Telomerina flavipes* (Meigen, 1830) (Diptera, Sphaeroceridae) in a forensic case, with redescription of its pupa. *Forensic Science International*, 242: e22-e30.
- ARNALDOS, M. I., KHEDRE A., BEGOÑA I., PRESA J. J., CLEMENTE M. E., LÓPEZ-GALLEGU E., MARTÍNEZ A. B., PÉREZ-MARCOS M., GARCÍA M. D. 2015a. Diptera Succession during Early Decomposition Stages in a Mediterranean Pinewood Umbrage. *Austin Journal of Forensic Sciences and Criminology*, 2 (4): 1033.
- ARNALDOS, M. I., LÓPEZ GALLEGU, E., GARCÍA, M. D. 2015b. Datos preliminares sobre colonización temprana y actividad diaria de los principales dípteros sarcosaprófagos en el sureste peninsular. *Ciencia Forense*, 12: 157-178.
- ASHWORTH, J. R., WALL, R. 1994. Responses of the sheep blowflies *Lucilia sericata* and *L. cuprina* to odour and the development of semiochemical baits. *Medical and Veterinary Entomology*, 8 (4): 303-309.
- ÁVILA, F. W. , GOFF, M. L. 1998. arthropods succession patterns onto burnt carrion in two contrasting habitats in the Hawaiian Islands. *Journal of Forensic Sciencess*, 43 (3): 581-586.
- AYÓN, M. R. 2014. Determinación del intervalo post-mortem en cadáveres humanos hallados en distintas regiones biogeográficas de Salta (Argentina). *Boletín de la Sociedad Entomológica Argentina*, 25 (1): 11-12.
- AZWANDI, A., NINA KETERINA, H., OWEN, L. C., NURIZZATI, M. D., OMAR, B. 2013. Adult carrion arthropod community in a tropical rainforest of Malaysia: Analysis on three common forensic entomology animal models. *Tropical Biomedicine*, 30 (3): 481-494.
- BÁGUENA, L. 1952. Entomología Médica. Algunas notas sobre entomología médico-legal. *Graellsia*, 10: 280-281.
- BAHÍLLO DE LA PUEBLA, P., LÓPEZ-COLÓN, J. I. 2006. La familia Dermestidae Latreille, 1807 en la Comunidad Autónoma Vasca y áreas limítrofes. I: Subfamilia Dermestinae Latreille, 1807 (Coleoptera: Dermestidae). *Heteropterus Revista de Entomología*, 6: 83-90.
- BARRIOS, M., WOLFF, M. 2011. Initial study of arthropods succession and pig carrion decomposition in two fresh water ecosystems in the Colombian Andes. *Forensic Science International*, 212: 164-172.

- BARTON, P. S. 2016. The role of carrion in ecosystems. En: BENBOW, M. E., TOMBERLIN, J. K., TARONE, A. M. (Eds.). *Carrion Ecology, Evolution, and Their Applications*. CRC Press. Boca Raton. pp: 273-290.
- BARTON, P. S., CUNNINGHAM, S. A., LINDENMAYER, D. B., MANNING, A. D. 2012. The role of carrion in maintaining biodiversity and ecological processes in terrestrial ecosystems. *Oecologia*, 171: 761-772.
- BATTÁN HORENSTEIN, M. 2008. *Estructura y dinámica estacional de la comunidad sarcosaprófaga de una zona hemisinantrópica de Córdoba (Argentina)*. Tesis Doctoral. Universidad Nacional de Córdoba (Argentina).
- BATTÁN HORENSTEIN, M., ROSSO, B., ARNALDOS, M. I., GARCÍA, M. D., 2005. Estudio preliminar de la comunidad sarcosaprófaga en Córdoba (Argentina): aplicación a la entomología forense. *Anales de Biología*, 27: 191-201.
- BATTAN HORENSTEIN, M., LINHARES, A. X., ROSSO, B., GARCÍA, M. D. 2007. Species composition and seasonal succession of saprophagous calliphorids in a rural area of Córdoba, Argentina. *Biological Research*, 40: 163-171.
- BATTÁN HORENSTEIN, M., LINHARES, A. X., ROSSO DE FERRADAS, B., GARCÍA, M. D. 2010. Decomposition and dipteran succession in pig carrion in central Argentina: ecological aspects and their importance in forensic science. *Medical and Veterinary Entomology*, 24: 16-25.
- BATTÁN HORENSTEIN, M., LINHARES, A. X. 2011. Seasonal composition and temporal succession of necrophagous and predator beetles on pig carrion in Central Argentina. *Medical and Veterinary Entomology*, 25: 395-401.
- BATTÁN HORENSTEIN M., ROSSO B., GARCÍA, M. D. 2012. Seasonal structure and dynamics of sarcosaprophagous fauna on pig carrion in a rural area of Cordoba (Argentina): Their importance in forensic science. *Forensic Science International*, 217: 146–156.
- BARNARD, R. D., HARMS, R. H., SLOAN, D. R. 1998. Biodegradation of poultry mature by house fly (Diptera: Muscidae). *Environmental Entomology*, 27 (3): 600-605.
- BARTON, P. S., CUNNINGHAM, S. A., MACDONALD, B. C. T., MCINTYRE, S., LINDENMAYER, D. B., MANNING, A. D. 2013. Species traits predict assemblage dynamics at ephemeral resource patches created by carrion. *PLoS ONE*, 8 (1): e53961.
- BAUMGARTNER, D. L., GREENBERG, B. 1985. Distribution and medical ecology of the blow flies (Diptera: Calliphoridae) of Peru. *Annals of Entomological Society of America*, 78: 565-587.
- BAZ, A., CIFRIÁN, B., DÍAZ-ARANDA, L. M., MARTÍN-VEGA, D. 2007. The distribution of adult blow-flies (Diptera: Calliphoridae) along an altitudinal gradient in Central Spain. *Annales de la Société Entomologique de France (n.s.)*, 43 (3): 289-296.
- BAZ, A., CIFRIÁN, B., MARTÍN-VEGA, D. 2014. Patterns of diversity and abundance of carrion insect assemblages in the Natural Park “Hoces del Río Riaza” (Central Spain). *Journal of Insect Science*, 14 (162).
- BEGOÑA GAMINDE, I. 2015. *Sucesión de la entomofauna cadavérica en un medio montañoso del Sureste de la Península Ibérica*. Tesis Doctoral. Universidad de Murcia. pp: 294. Disponible en <http://hdl.handle.net/10201/47091>.
- BENBOW, M. E., LEWIS, A. J., TOMBERLIN, J. K., PECHAL, J. L. 2013. Seasonal necrophagous insect community assembly during vertebrate carrion decomposition. *Journal of Medical Entomology*, 50 (2): 440-50.

- BENECKE M., 1998. Six Forensic Entomology Cases: Description and Commentary. *Journal of Forensic Sciencess*, 43 (4): 797-805.
- BENECKE, M. 2001. A brief history of forensic entomology. *Forensic Science International*, 120: 2-14.
- BENECKE, M. 2004. *Forensic Entomology: Arthropods and Corpses*. En: TSOKOS, M. (Ed.) *Forensic Path Rev Vol II*, pp: 207-240. Humana Press, Totowa (NJ, USA).
- BÉRÈGER-LÉVÈQUE, P. 1992. Notes sur quelques diptères à vocation judiciaire. *L'entomologiste*, 48: 217-220.
- BERGERET, M. 1855. Infanticide, momification du cadavre. Découverte du cadavre d'un enfant nouveau-né dans une cheminée où il s'était momifié. Détermination de l'époque de la naissance par la présence de nimphes et de larves d'insectes dans le cadavre et par l'étude de leurs métamorphoses. *Annales d'Hygiène Publique et de Médecine Legale*, 4: 442-452.
- BERLAND, L. 1976. *Atlas des Hyménoptères de France, Belgique et la Suisse*. Tome I, Société Nouvelle des Éditions Boubeé. Paris. pp: 157.
- BERMÚDEZ C. S., PACHAR, J. V. 2010. Artrópodos asociados a cadáveres humanos en Ciudad de Panamá, Panamá. *Revista Colombiana de Entomología*, 36 (1): 86-89.
- BERZOSA, J., ARNALDOS, M. I., ROMERA, E., GARCÍA, M. D., 2001. Tisanópteros (Insecta, Thysanoptera) de una comunidad sarcosaprófaga en el Sureste español. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural (Sec., Biol.)*, 96 (3-4): 183-194.
- BIAVATI, G. M., DE ASSIS SANTANA, F. H., PUJOL LUZ, J. R. 2010. A checklist of Calliphoridae blowflies (Insecta, Diptera) associated with a pig carrion in central Brazil. *Journal of Forensic Sciencess*, 55 (6): 1603-1606.
- BINGLEY, M., SHORROCKS, B. 1995. Fungal-breeding *Drosophila* (Diptera, Drosophilidae); an experimental survey using *Agaricus bisporus*. *Entomologist*, 114: 40-49.
- BISHOPP, F. C. 1915. Flies what Cause Myiasis in Man and Animals. Some Aspects of the Problem. *Journal of Economic Entomology*, 8 (3): 317-329.
- BOERO, F. 2009. Zoology in the era of biodiversity. *Italian Journal of Zoology*, 76 (3): 239.
- BONACCI, T., VERCILLO, V., BRANDMAYR, P., FONTI, A., TERSARUOLO, C., ZETTO BRANDMAYR, T. 2009. A case of *Calliphora vicina* Robineau-Desvoidy, 1830 (Diptera, Calliphoridae) breeding in a human corpse in Calabria (southern Italy). *Legal Medicine*, 11: 30-32.
- BONACCI, T., BRANDMAYR, P., GRECO, S., TERSARUOLO, C., VERCILLO, V., BRANDMAYR, T. Z. 2010. A preliminary investigation of insect succession on carrion in Calabria (Southern Italy). *Terrestrial Arthropod Reviews*, 3: 97-110.
- BONACCI, T., ZETTO BRANDMAYR, T., BRANDMAYR, P., VERCILLO, V., PORCELLI, F. 2011. Successional patterns of the insect fauna on a pig carcass in southern Italy and the role of *Crematogaster scutellaris* (Hymenoptera, Formicidae) as a carrion invader. *Entomological science*, 14: 125-132.
- BONACCI, T.; GRECO, S.; CAVALCANTI, B; BRANDMAYR, P., VERCILLO, V. 2014. The flesh fly *Sarcophaga (Liopygia) crassipalpis* Macquart, 1839 as an invader of a corpse in Calabria (Southern Italy). *Journal of Forensic Sciences, Criminology*, 1 (4): 404.
- BORNEMISSZA, G. F. 1957. An analysis of arthropod succession on carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna. *Australian Journal of Zoology*, 5: 1-12.

- BORROR, D., TRIPLEHORN, C., JOHNSON, N. 1989. *An Introduction to the Study of Insects*, 6th ed., Saunders College Publishing, United States of America. pp: 875.
- BOUREL, B., MARTIN-BOUYER, L., HÉDOUIN, V., CAILLIEZ, J. C., DEROUT, D., GOSSET, D. 1999. Necrophilous Insect Succession on Rabbit Carrion in Sand Dune Habitats in Northern France. *Journal of Medical Entomology*, 36 (4): 420-425.
- BOUREL, B., TOURNEL, G., HÉDOUIN, V., GOSSET, D. 2004. Entomofauna of buried bodies in northern France. *International Journal of Legal Medicine*, 118: 215-220.
- BRAACK, L. E. O. 1981. Visitation patterns of principal species of the insect-complex at carcasses in the Kruger National Park. *Koedoe*, 24: 402-409.
- BRAACK, L. E. O. 1987. Community dynamics of carrion-attendant arthropods in tropical African woodland. *Oecologia*, 72: 33-49
- BRUNDAGE, A., BROS, S., HONDA, J. Y. 2011. Seasonal and habitat abundance and distribution of some forensically important blow flies (Diptera: Calliphoridae) in Central California. *Forensic Science International*, 212: 115-120.
- BUCHELI, S. R., BYTHEWAY, J. A., PUSTILNIK, S. M., FLORENCE, J. 2009. Insect succession pattern of a corpse in cooler months of subtropical southeastern Texas. Case Report. *Journal of Forensic Sciences*, 54 (2): 452-455.
- BUCK, M. 1997. Sphaeroceridae (Diptera) reared from various types of carrion and other decaying substrates on southern Germany, including new faunistic data on some rarely collected species. *European Journal of Entomology*, 94: 137-151.
- BYRD, J. H., CASTNER, J.L. 2010. Insects of Forensic Importance. En: BYRD, J. H. , CASTNER, J. L. (Eds.). *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. 2nd Edition. CRC Press. Boca Raton. pp: 41-122.
- CAMACHO C., G. 2005. Sucesión de la entomofauna cadavérica y ciclo vital de *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) como primera especie colonizadora, utilizando cerdo blanco (*Sus scrofa*) en Bogotá. *Revista Colombiana de Entomología*, 31 (2): 189-197.
- CAMACHO CORTÉS, G. P. 2010. Entomología forense en acción: Casos de Colombia. En: BARRETO, N. (Comp): *Memorias XXXVII Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología*, pp: 251-259.
- CAMPOBASSO, C. P., DI VELLA, G., INTRONA, F. 2001. Factors affecting decomposition and Diptera colonization. *Forensic Science International*, 120: 18-27.
- CAMPOBASSO, C. P., DISNEY, R. H. L., INTRONA, F. 2004. A case of *Megaselia scalaris* (Loew) (Dipt., Phoridae) breeding in a human corpse. *Anil Aggrawal's Internet Journal of Forensic Medicine and Toxicology*, 5 (1): 3-5.
- CARLES TOLRÁ, M. 2011. Datos taxonómicos y ecológicos de 304 especies de dípteros acalípteros (Diptera: Acalyptrata). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 28: 89-103.
- CARLES-TOLRÁ, M., PRADO E CASTRO, C. 2011. Some dipterans collected on pig carcasses in Portugal (Diptera: Carnidae, Heleomyzidae, Lauxaniidae and Sphaeroceridae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 48: 233-236.
- CARLES TOLRÁ, M., DÍAZ, B., SALOÑA, M. 2012. Algunos dípteros necrófilos capturados sobre cadáveres de cerdos en el País Vasco (España) (Insecta: Diptera: Brachycera). *Heteropterus Revista de Entomología*, 12 (2): 213-222.

- CARLES-TOLRÁ, M., ARNALDOS, M. I, BEGOÑA, I., GARCÍA, M. D. 2014. Novedades faunísticas y entomosarcosaprófagas de la Región de Murcia, SE de España (Insecta: Diptera). *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural, Sección Biológica*, 108: 21-35.
- CARVALHO, C. J. B., PONT, A. C., COURI, M. S., PAMPLONA, D. 2003. A catalogue of the Fanniidae (Diptera) of the Neotropical Region. *Zootaxa*, 219: 1-32.
- CARVALHO, L. M. L., THYSSEN, P. J., GOFF, M. L., LINHARES, A. X. 2004. Observations on the succession patterns of necrophagous insects on a pig carcass in an urban area of southeastern Brazil. *Anil Aggrawal's Internet Journal of Forensic Medicine and Toxicology*, 5 (1): 33-39.
- CASTILLO MIRALBÉS, M. 1999-2004. Especies de coleópteros de las familias Staphylinidae e Histeridae presentes en carroña de cerdos en la comarca de La Litera (Huesca). *Lucas Mallada*, 11: 81-91.
- CASTILLO MIRALBÉS, M. 2000. *Estudio de la entomofauna asociada a los cadáveres en la región Altoaragonesa*. Tesis Doctoral. Facultad de Veterinaria. Universidad de Zaragoza.
- CASTILLO MIRALBÉS, M. 2001. Artrópodos presentes en carroña de cerdos en la comarca de La Litera (Huesca). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 28: 133-140
- CASTILLO MIRALBÉS, M. 2002. *Estudio de la entomofauna asociada a cadáveres en el Alto Aragón (España)*. *Monografías de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 6: 94.
- CASTNER, J. L. 2010. General entomology and insect biology. En: BYRD, J. H. , CASTNER, J. L. (Eds.). *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. 2nd Edition. CRC Press. Boca Raton. pp: 17-38.
- CATTS, E. P., M. L. GOFF. 1992. Forensic entomology in criminal investigations. *Annual Review of Entomology*, 37: 253-272.
- CATTS, E. P., HASKELL, N. H. 1990. *Entomology and Death: A procedural guide*. Joyce's Print Shop, Clemson, South Carolina. United States of America, pp: 180.
- CENTENO, N., MALDONADO, M., OLIVA, A. 2002. Seasonal patterns of arthropods occurring on sheltered and unsheltered pig carcasses in Buenos Aires province (Argentina). *Forensic Science International*, 126: 230-232.
- CHAPMAN, R. K. 1944. An Interesting Occurrence of *Musca domestica* L. Larvae in Infant Bedding. *The Canadian Entomologist*, 76: 230-232.
- CHAPMAN, R. F., SANKEY, J. H. P. 1955. The larger invertebrate fauna of three rabbit carcasses. *Journal of Animal Ecology*, 24: 395-402.
- CHARABIDZE, D., BOUREL, B., GOSSET, D. 2011. Larval-mass effect: characterization of heat emission by necrophagous blowflies (Diptera: Calliphoridae) larval aggregates. *Forensic Science International*, 211 (1-3): 61-66.
- CHARABIDZE, D., HEDOUIN, V., GOSSET, D. 2012. Que font les mouches en hiver? Étude des variations hebdomadaires et saisonnières des populations d'insectes nécrophages. *La revue de médecine légale*, 3: 120-126.
- CHARABIDZE, D., COLARD, T., VINCENT, B., PASQUERAULT, T., HEDOUIN, V. 2013. Involvement of larder beetles (Coleoptera: Dermestidae) on human cadavers: a review of 81 forensic cases. *International Journal of Legal Medicine*, 128: 1021-1030.

- CHEN, C. D., LEE, H. L., NAZNI, W. A., RAMLI, R., JEFFERY, J., SOFIAN-AZIRUM, M. 2010. First report of the house fly larvae, *Musca domestica* (Linnaeus) (Diptera: Muscidae) associated with the monkey carcass in Malaysia. *Tropical Biomedicine*, 27 (2): 355-359.
- CHINERY, M. 1988. *Guía de Campo de los Insectos de España y Europa*. Ed. Omega, S.A. Barcelona. pp: 402.
- CHUNG KIM, K. 2010. Foreword. En: BYRD, J. H. , CASTNER J. L. (Eds.). *Forensic entomology: the utility of arthropods in legal investigations*. CRC Press, Boca Raton. pp: ix-x.
- CIFUENTES ORTIZ, E., HOLGUIN DUQUE, A. M., CAMACHO CORTÉS, G. P., SEGURA GUERRERO, A. 2009. Categorías ecológicas de la entomofauna asociada a tejido de cerdo (*Sus scrofa*) en descomposición, en dos zonas urbanas de la ciudad de Manizales (Colombia). *Colombia Forense*, 1 (2): 9-22.
- CIRO DÍAZ, W., ANTEPARRA, M. E., HERMANN, A. 2008. Dermestidae (Coleoptera) en el Perú: revisión y nuevos registros. *Revista Peruana de Biología*, 15 (1): 15-20.
- COPERIAS, E. M. 1996. Los insectos ayudan a la policía. La mosca delató al asesino. *May Interstate*, 184: 67-69.
- COSTA OLIVEIRA, T., DIAS VASCONCELOS, S. 2010. Insects (Diptera) associated with cadavers at the Institute of Legal Medicine in Pernambuco, Brazil: Implications for forensic entomology. *Forensic Science International*, 198: 97-102.
- CRAGG, J. B. 1956. The olfactory behaviour of *Lucilia* Species (Diptera) under natural conditions. *Annals of Applied Biology*, 33 (4): 467-477.
- CRAGG, J. B., COLE, P. 1952. Diapause in *Lucilia sericata* (Mg) Diptera. *Journal of Experimental Biology*, 29: 600-604.
- CUTHBERTSON, A. 1933. The Habits and Life Histories of some Diptera in Southern Rhodesia. *Proceedings of the Rhodesia Scientific Association*, XXXII: 81-111.
- D'ALMEIDA, J. M. 1992. Calyptrate diptera (Muscidae and Anthomyidae) of the state of Rio de Janeiro I. Synanthropy. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 87 (3): 381-386.
- DAVIS, J. B., GOFF, M. L. 2000. Decomposition patterns in terrestrial and intertidal habitats on Oahu Island and Coconut Island, Hawaii. *Journal of Forensic Sciences*, 45 (4): 836-842.
- DE JONG, G. D. 1995. An annotated checklist of the Calliphoridae (Diptera) of Colorado, with notes on carrion association and forensic importance. *Journal of Kansas Entomological Society*, 67 (4): 378-385.
- DE LA FUENTE, J. A., 1994. *Zoología de Artrópodos*. Interamericana-McGraw-Hill. pp: 950.
- DE SOUZA, A. M., LIHNARES, A. X. 1997. Diptera and Coleoptera of potencial forensic importance in southeastern Brazil: Relative abundance and seasonality. *Medical and Veterinary Entomology*, 11: 8-12.
- DEEMING, J. C., KNUTSON, L. V. 1966. Ecological notes on some Sphaeroceridae reared from snails, and description of the puparium of *Copromiza* (Apterina) *pedestris* Meigen. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 68 (2): 108-112.
- DEKEIRSSCHIETER, J., FREDERICK, C., VERHEGGEN, F. J., DRUGMAND, D., HAUBRUGE, E. 2013a. Diversity of forensic rove beetles (Coleoptera, Staphylinidae) associated with decaying pig carcass in a forest biotope. *Journal of Forensic Sciences*, 58 (4): 1032-1040.

- DEKEIRSSCHIETER, J., FREDERICKX, C., VERHEGGEN, F. J., BOXHO, P., HAUBRUGE, E. 2013b. Forensic entomology investigations from Doctor Marcel Leclercq (1924-2008): a review of cases from 1969 to 2005. *Journal of Medical Entomology*, 50 (5): 935-54.
- DELOYA, C., RUÍZ-LIZÁRRAGA, G., MORÓN, M. A. 1987. Análisis de la entomofauna necrófila en la región de Jojutla, Morelos, México. *Folia Entomológica Mexicana*, 73: 157-171.
- DENNO, R. F., COTHRAM W. R., 1975. Niche relationships of a guild of necrophagous flies. *Annals of the Entomological Society of America*, 68 (4): 741-754.
- DIÉGUEZ FERNÁNDEZ, J. M., MASÓ, G., NELLO, M. 2010. Aportaciones a los catálogos de los Staphylinidae iberobaleares (Coleoptera). *Arquivos Entomolóxicos*, 4: 21-25.
- DISNEY, R. H. L. 1998. *Family Phoridae*. En: PAPP, L., DARVAS, B. (Eds.). *Contributions to a Manual of Palaearctic Diptera*. Vol. 3. Higher Brachycera. Science Herald, Budapest. pp: 880.
- DISNEY, R. H., MUNK, T. 2004. Potential use of Braconidae (Hymenoptera) in forensic cases. *Medical and Veterinary Entomology*, 18: 442-444.
- DOCAVO, I. 1955. Contribución al conocimiento de los Braconidae de España. *Graellsia*, XVIII: 1-11.
- DOMÍNGUEZ, M. C., ABALLAY, F. 2008. A new species of the genus *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae) collected on pig carrion in Mendoza, Argentina. *Annales Zoologici*, 58: 819-824.
- DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ, J., GÓMEZ FERNÁNDEZ, L. 1957. Observaciones en torno a la entomología tanatológica. Aportación experimental a los estudios de la fauna cadavérica. *Revista Ibérica de Parasitología*, XVII (1): 4-30.
- DOMÍNGUEZ MARTÍNEZ, J., GÓMEZ FERNÁNDEZ, L. 1963. Momificación cadavérica particularmente rápida, operada bajo la acción de numerosas larvas de *Chrysomya albiceps* Wiedemann, 1819. *Revista Ibérica de Parasitología*, XXIII (1-2): 43-62.
- DONOVAN, S. E., HALL, M. J. R., TURNER, B. D., MONCRIEFF, C.B. 2006. Larval growth rates of the blowfly, *Calliphora vicina*, over a range of temperatures. *Medical and Veterinary Entomology*, 20: 106-114.
- DURANGO, Y., RAMÍREZ-MORA, M. 2013. New species of *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae) from Colombia. *Zootaxa*, 3750 (4): 389-395.
- EARLY, M., GOFF, M. L. 1986. Arthropod succession patterns in exposed carrion on the island of O'hau, Hawaiian Islands, USA. *J. Medical Entomology*, 23 (5): 520-531.
- ELSHAZLY, M. M., EL-SHERIF, H. H. , OMAR, A. H. 1995. A comparative study on the reproductive strategies of a larviparous and an oviparous fly associated with carrion. *Bulletin de la Société Entomologique Suisse*, 68: 323-330.
- ERZINCLIOGLU, Y. Z. 1983. The Application of Entomology to Forensic Medicine. *Medicine, Science and the Law*, 23 (1): 57: 63.
- ERZINÇLIOGLU, Y. Z. 1989. Entomology, Zoology and Forensic Science: The need for expansion. *Forensic Science International*, 43: 209-213.
- ERZINCLIOGLU, Y. Z., DAVIES, S. W. 1984. The blue-bottle fly *Calliphora vicina* R.-D. as a parasite (primary myiasis agent), particularly on small mammals. *Naturalist*, 108: 31-34.
- ESPADALER, X., RIASOL, J. M. 1983. Distribución, variabilidad y sinonimias en *Aphaenogaster iberica* Emery y dos adiciones a la fauna ibérica. *Actas I Simposio Ibérico Entomología*, 1: 219-228.

- FARIA, L. D. B., GODOY, W. A. C. 2001. Prey choice by facultative predator larvae of *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae). *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 96: 875-878.
- FARIA, L. D. B., ORSI, L., TRINCA, L. A., GODOY, W. A. C. 1999. Larval predation by *Chrysomya albiceps* on *Cochliomyia macellaria*, *Chrysomya megacephala* and *Chrysomya putoria*. *Entomologia experimentalis et applicata*, 90: 149-155.
- FARINHA, A., DOURADO, C. G., CENTEIO, N., OLIVEIRA, A. R., DIAS, D., REBELO, M. T. 2014. Small bait traps as accurate predictors of dipteran early colonizers in forensic studies. *Journal of Insect Science*, 14 (77).
- FAUCHERRE, J., CHERIX, D., WYSS, C. 1999. Behaviour of *Calliphora vicina* (Diptera: Calliphoridae) Under Extreme Conditions. *Journal of Insect Behaviour*, 5: 687-690.
- FERNÁNDEZ, J. M. 1947. Entomología Médica. *Graellsia*, 5 (1): 21-30.
- FERNÁNDEZ, J. M. 1949. Los Phoridae. Notas Dipterológicas y Sistemáticas. *Graellsia*, VII: 93-98.
- FERNÁNDEZ, V., GAMARRA, P., OUTERELO, R., CIFRIÁN, B., BAZ, A., 2010. Distribución de estafilínidos necrófilos (Coleoptera, Staphylinidae, Staphylininae) a lo largo de un gradiente altitudinal en la Sierra de Guadarrama, España. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural (Sec. Biol.)*, 104 (1-4): 61-86.
- FERNÁNDEZ-ESCUADERO, I. , TINAUT, A. 1993. Alimentación no Granívora de *Messor bouvieri* Bond., 1918 y *Messor barbarus* (L. 1967) (Hym. Formicidae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 17 (2): 247-254.
- FEUGANG YOUNESSI, F.D., BILONG BILONG, C.F., CHERIX, D., DJIETO-LORDON, C. 2012. Biodiversity study of arthropods collected on rat carrion in Yaounde, Cameroon: first study on forensic entomology in Central Africa. *International Journal of Biosciences*, 2 (1): 2222- 5234.
- FIGUEROA, L., UHEREK, F., YUSEF, P., LÓPEZ, L., FLORES, J. 2006. Experiencia de terapia larval en pacientes con úlceras crónicas. *Parasitología Latinoamericana*, 61: 160-164.
- FISCHER, O., MÁTLOVÁ, L., DVORSKÁ, L., SVÁSTOVÁ, P., BARTL, J., MELICHÁREK, I., WESTON, R. T., PAVLÍK, I. 2001. Diptera as vectors of mycobacterial infections in cattle and pigs. *Medical and Veterinary Entomology*, 15: 208-211.
- FREDERICKX, C., DEKEIRSSCHIETER, J., VERHEGGEN, F. J., HAUBRUGE, E. 2013. The community of Hymenoptera parasitizing necrophagous Diptera in an urban biotope. *Journal of Insect Science*, 13: 32.
- FULLER, M. E. 1934. *The Insects Inhabitats of Carrion: a Study in Animal Ecology*. Council for Scientific and Industrial Research, Melbourne. pp: 62.
- GALANTE, E., MARCOS-GARCÍA, M. A. 1997. Detritívoros, coprófagos y necrófagos. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 20 (Volumen Monográfico: Los Artrópodos y el Hombre): 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 Sciencess*, 34 (3): 607616.
- GARCÍA GARCÍA, M. D. 1983. *Estudio faunístico y ecológico de los Acridoidea (Orth. Insecta) de Sierra Espuña (Murcia)*. Tesis Doctoral. Departamento de Zoología, Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad de Murcia.
- GARCÍA GARCÍA, M. D. 2010. El rol de la entomología en el escenario de las ciencias forenses. *Memorias del XXXVII Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología*. pp: 13-25. <http://www.socolen.org.co>

- GARCÍA, M. D., PRESA, J. J., 1985. Estudio faunístico y taxonómico de los Caelífera (Orthoptera: Insecta) de Sierra Espuña (Murcia, SE de España). *Anales de Biología* 3 (Biología Animal, 1): 55-79.
- GARCÍA, M. D., PRESA, J. J., RAMÍREZ-DÍAZ, L. 1984a. Comparación de taxocenosis de saltamontes (Orth., Caelífera) en distintos sistemas montañosos del mediterráneo occidental. *Mediterránea. Serie de Estudios Biológicos*, 7: 167-181.
- GARCÍA, M. D., PRESA, J. J., RAMÍREZ-DÍAZ, L. 1984b. Los saltamontes (Orth., Acridoidea) de Sierra Espuña (Murcia, SE. España). Tipificación de sus poblaciones. *Mediterránea. Serie de Estudios Biológicos*, 7: 183-202.
- GARCÍA ROJO, A. M. 2004. Estudio de la sucesión de insectos en cadáveres en Alcalá de Henares (Comunidad Autónoma de Madrid) utilizando cerdos domésticos como modelos animales. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 34: 263-269.
- GARCÍA ROJO, A.M., HONORATO, L. 2006. La Entomología forense y la práctica policial en España: estimación del intervalo post-mortem en un cadáver hallado en el interior de una arqueta en la Comunidad de Madrid. *Ciencia Forense*, 8: 57-62.
- GARCÍA ROJO, A. M., HONORATO, L., GONZÁLEZ, M., TÉLLEZ, A. 2009. Determinación del intervalo postmortem mediante el estudio de la sucesión de insectos en dos cadáveres hallados en el interior de una finca rústica en Madrid. *Cuadernos de Medicina Forense*, 15 (56): 137-145.
- GARRIDO, A. M., NIEVES ALDREY, J. L. 1996. Revisión de las especies de pteromálidos descritas por R. García Mercet (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae). *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 20 (1-2): 221-235.
- GAUDRY, E., 2008. Species identification in forensic entomology: a targeted work to provide appropriate information. *Proceedings of the sixth meeting of the EAFE*: 9.
- GAUDRY, E., DOUREL, L., CHAUVET, B., BENOIT, V., PASQUERAULT, T. 2007. L'entomologie légale lorsque insect rime avec indice. *Revue Francophone des Laboratoires*, (392): 23-32.
- GENNARD, D. E. 2007. *Forensic Entomology: An Introduction*. John Wiley, Sons Ltd. pp: 232.
- GILL, G. J., 2005. *Decomposition and arthropod succession on above ground pig carrion in rural Manitoba*. Technical Report TR-06-2005. Camadoam Police Research Centre. pp: 178.
- GIL-T., F. 2004. Nuevos datos sobre la biología de *Iolana iolas* (Ochsenheimer, 1816) (Lepidoptera, Lycaenidae) y su interacción con himenópteros mirmecófilos, fitófagos y parasitoides (Hymenoptera, Formicidae, Eurytomidae, Ichneumonidae). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 34: 139-145.
- GOFF, M. L. 1991. Comparison of insects 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. 1993. Estimation of postmortem interval using arthropods development and successional patterns. *Forensic Science Review*, 5: 81-94.
- GOFF, M. L., CATTS, E. P. 1990. Arthropods Basics – Structure and Biology. En: CATTS, E. P. , HASKELL, N. H. *Entomology and Death: a Procedural Guide*. Joyce Print Shop, Clemson, SC. 38-71.

- 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: 1176-1179.
- GOFF, M. L., EARLY, M., ODOM, B. O. , TULLIS, K. 1986. A Preliminary checklist of arthropods associated with exposed carrion in the Hawaiian Islands. *Proceedings Hawaiian Entomological Society*, 26: 53-57.
- GOFF, M. L., CAMPOBASSO, C. P., GHERARDY, M. 2010. Forensic Implications of Myiasis. En: J. AMENDT, C. P. CAMPOBASSO, M. L. GOFF, M. GRASSBERGER (eds.). *Current Concepts in Forensic Entomology*. Springer. Dordrecht-Heidelberg-London-New York. pp: 313-325.
- GOMES, L., GOMES, G., GUTIERREZ OLIVEIRA, H., MORLIN JUNIOR, J. J., DESUO, I. C., CARVALHO QUEIROZ, M., GHIANNOTTI, E., VON ZUBEN, C. J. 2007. Short communication "Occurrence on Hymenoptera on *Sus scrofa* carcasses during summer and winter seasons in southeastern Brazil". *Revista Brasileira de Entomologia*, 51 (3): 394-396.
- GONZÁLEZ DE PAZ, L., FORTES BORDAS, M., DE PEDRO ELVIRA, B. 2010. Descripción de dos casos de herida, con diferente etiología, tratadas mediante terapia larval desbridante. *Enfermería Clínica*, 20: 47-53.
- GONZÁLEZ LÓPEZ, F. 2008. *Mariposas diurnas del Parque Regional de Sierra Espuña*. BioVisual. Murcia. pp: 119.
- GONZÁLEZ MEDINA, A., GONZÁLEZ HERRERA, L., JIMÉNEZ RÍOS, G. 2012. *Sarcophaga* species (Diptera, Sarcophagidae) recovered from human corpses during autopsies in Granada (Spain). 22nd Congress of the International Academy of Legal Medicine (Estambul).
- GONZÁLEZ MORA, D. 1984. *Revisión de los Calliphoridae (Diptera) de la Península Ibérica*. Tesis Doctoral N° 33/84. Departamento de Zoología, Facultad de Ciencias Biológicas, Servicio de Reprografía, Editorial de la Universidad Complutense de Madrid. pp: 285.
- GONZÁLEZ MORA, D. 1989. Los Calliphoridae de España, II: Calliphorini (Diptera). *Eos*, 65 (1): 39-59.
- GONZÁLEZ MORA, M. D., PERIS, S. V., 1988. Los Calliphoridae de España, I: Rhiniinae y Chrysomyinae. *Eos*, 64: 91-139.
- GONZÁLEZ MORA, D., PERIS, S. V., SÁNCHEZ PÉREZ, J. D. 1990. Un Caso de Entomología Forense. *Revista Española de Medicina Legal*, 17 (62-63/ 64-65): 19-21.
- GONZÁLEZ PEÑA C. F. 1997. Los insectos y la muerte. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 20 (Volumen Monográfico: Los Artrópodos y el Hombre): 285-290.
- GOULET, H., HUBERT, J. T. 1993. *Hymenoptera of the world: An identification guide to families*. Agriculture Canada. pp: 668.
- GRANDI, G. 1984. *Introduzione allo Studio dell'Entomologia*. Vol. II Endopterigoti. Edagricole (Bologna). pp: 1332.
- GRASSBERGER, M., FRANK, C. 2004. Initial study of arthropod succession on pig carrion in a central European urban habitat. *Journal of Medical Entomology*, 41: 511-523.
- GRASSBERGER, M.; FRIEDRICH, F.; REITER, C. 2003. The blowfly *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae) as a new forensic indicator in Central Europe. *International Journal of Legal Medicine*, 117: 75-81.
- GREENBERG, B. 1971. *Flies and Disease*. Vol. 1. Ecology, Classification and Biotic Associations. Princeton University Press, Princeton, New Jersey. pp: 189.

- GREENBERG, B. 1990a. Behaviour and Postfeeding Larvae of Some Calliphoridae and Muscidae (Diptera). *Annals of the Entomological Society of America*, 83 (6): 1210-1214.
- GREENBERG, B. 1990b. Nocturnal ovoposition behaviour of blowflies (Diptera: Calliphoridae). *Journal of Medical Entomology*, 27 (5): 807-810.
- GREENBERG, B. 1991. Flies as forensic indicators. *Journal of Medical Entomology*, 28 (5): 565-577.
- GREENBERG, B. 1998. Reproductive status of some overwintering domestic flies (Diptera: Muscidae and Calliphoridae) with forensic implications. *Annals of the Entomological Society of America*, 91 (6): 818-820.
- GREENBERG, B., KUNICH, J. C. 2002. *Entomology and the law. Flies as forensic indicators*. Cambridge University Press. Cambridge. Reino Unido.
- GREENBERG, B., WELLS, J. 1998. Forensic use of *Megaselia abdita* and *Megaselia scalaris* (Phoridae: Diptera): case studies, development rates and egg structure. *Journal of Medical Entomology*, 35: 205-209.
- GREGOR, F., ROZKOSNÝ, R., BARTÁK, M., VANHARA, J. 2002. *The Muscidae (Diptera) of Central Europe*. Folia Facultatis Scientiarum Naturalium Universitatis Masaryanae Brunensis, Biologia 107. Brno, Czech Republic. pp: 280.
- GRZYWACZ, A., PRADO E CASTRO, C. 2012. New records of *Fannia Robineau-Desvoidy* (Diptera: Fanniidae) collected on pig carrion in Portugal with additional data on the distribution of *F. conspecta* Rudzinski, 2003. *Entomologica Fennica*, 23: 169-176.
- GRZYWACZ, A., LINDSTRÖM, A., HALL, M. J. R. 2014. *Hydrotaea similis* Meade (Diptera: Muscidae) newly reported from a human cadaver: A case report and Larval morphology. *Forensic Science International*, 242: e34-e43.
- GUIMARÃES, J. H., PAPAVERO, N., PIRES DO PRADO, A. 1983. As Miiases na Região Neotropical (Identificação, Biología, Bibliografía). *Revista Brasileira de Zoologia*, S. Paulo, 1 (4): 239-416.
- GUNN, A., BYRD, J. 2011. The ability of the blowflies *Calliphora vomitoria* (Linnaeus), *Calliphora vicina* (Rob-Desvoidy) and *Lucilia sericata* (Meigen) (Diptera: Calliphoridae) and the muscid flies *Muscina stabulans* (Fallén) and *Muscina prolapsa* (Harris) (Diptera: Muscidae) to colonise buried remains. *Forensic Science International*, 207: 198-204.
- HALL, R. D., HUNTINGTON, T. E. 2010. Introduction: Perceptions and status of forensic entomology. En: BYRD, J.H , CASTNER, J.L. (eds.). *Forensic Entomology: the Utility of Arthropods in Legal investigations*. Second edition. CRC Press. Boca Raton. pp: 1-16.
- HANSKI, I. 1987. Carrion fly community dynamics: patchiness, seasonality and coexistence. *Ecological Entomology*, 12: 257-266.
- HÁVA, J. 2003. World catalogue of the Dermestidae (Coleoptera). *Studie a zprávy Oblastního Muzea Praha-východ v Brandýse nad Labem a Staré Boleslavi. Supplementum*, 1: 1-196.
- HEARD, S. B. 1998. Resource patch density and larval aggregation in mushroombreeding flies. *Oikos*, 81: 187-195.
- 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.
- HINTON, H. E. 1945. *A Monograph of the Beetles Associated with Stored Products* 1. British Museum (Nat. Hist.).

- HOBISCHAK, N. R., ANDERSON, G. S. 2002. Time of submergence using aquatic invertebrate succession and decomposition changes. *Journal of Forensic Sciences*, 47: 1421-151.
- HOLDAWAY, F. G. 1930. Field Populations and Natural Control of *Lucilia sericata*. *Nature*, London, 126: 648-649.
- HUCKETT, H.C., VOCKEROTH, J.R., 1989. Muscidae. En: McALPINE, J.F. (ed.). *Manual of Nearctic Diptera*. Volume 2. Canadian Government Publishing Centre. pp: 1115-1131.
- HURLBERT, S. H., 1971. The nonconcept of species diversity: a critique and alternative parameters. *Ecology*, 52: 577-86.
- HWANG, C., TURNER, B. D. 2005. Spatial and temporal variability of necrophagous Diptera from urban to rural areas. *Medical and Veterinary Entomology*, 19: 379-391.
- IANCU, L., PÂRVU, C. 2013. Necrophagous entomofauna (Diptera, Coleoptera) on *Meles meles* (L.) (Mammalia: Mustelidae) carcasses within different conditions of exposure in Bucharest (Romania). *Travaux du Muséum National d'Histoire Naturelle "Grigore Antipa"*, 56 (1): 45-63.
- IANNACONE, J. 2003. Artropofauna de importancia forense en un cadáver de cerdo en El Callao, Perú. *Revista Brasileira de Zoología*, 20 (1): 85-90.
- IBRAHIM, S. H. 1984. A study on a dipterous parasite of honeybees. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie*, 97: 124-126.
- INTRONA, F., SUMAN, T. W., SMIALEK, J. E. 1991. Sarcosaprophagous fly activity in Maryland. *Journal of Forensic Sciencess JFSCA*, 36 (1): 238-243.
- INTRONA, F., CAMPOBASSO, C. P., DIFAZIO, A. 1998. Three case studies in forensic entomology from southern Italy. *Journal of Forensic Sciencess*, 43 (1): 210-214.
- JAMES, M. T. 1947. The Flies that cause myiasis in man. *Misc. Publication 631, U. S. Dept. of Agriculture*, 175 pp.
- JAYAPRAKASH, PT. 2006. Postmortem skin erosions caused by ants and their significance in crime reconstruction. *Journal of Forensic Identification*, 56: 972-999.
- JIMÉNEZ, R., FALCÓ, J. V., MORENO, J., OLTRA, M. T. 1996. Aproximación al estudio de los bracónidos (Hymenoptera, Ichneumonoidea) del Parque Natural de las Sierras de Cazorla, Segura y las Villas. *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 20 (3-4): 9-17.
- JIRÓN, L. F., CARTÍN, V. M. 1981. Insect succession in the decomposition of a mammal in Costa Rica. *Journal of New York Entomological Society*, 89 (3): 158-165.
- JOHNSON, M. D. 1975. Seasonal and microseral variations in the insect populations on carrion. *The American Midland Naturalist*, 93 (1): 79-90.
- JHONSTON, W., VILLENEUVE, G. 1897. On the Medico-legal application of Entomology. *The Montreal Medical Journal*, 26 (2): 81-90.
- JUDD, W. W. 1956. Results of a survey of calyptrate flies of medical importance conducted at London, Ontario, during 1953. *The American Midland Naturalist*, 56 (2): 388-405.
- KAMAL, A. S. 1958. Comparative study of thirteen species of sarcosaprophagous Calliphoridae and Sarcophagidae (Diptera) I. Bionomics. *Annals of Entomological Society of America*, 51 (3): 261-271.
- KAUFMANN, R. U. 1941. British carrion beetles. *Naturalist, Hull* 788: 63-72, 790: 115-124, 791: 133-138, 792: 149-156.

- KEH, B. 1985. Scope and application of forensic entomology. *Annual Review of Entomology*, 30: 137-154.
- KENTNER, E., STREIT, B. 1990. Temporal distribution and habitat preference of congeneric insect species found at rat carrion. *Pedobiologia*, 34: 347-359.
- KESHAVERZI, D., FERIDOONI, M., MOEMENBELLAH-FARD, M. D., NASIRI, Z., SOLTANI, Z., DABAGHMANESH, T., MONTAZERI, M. 2015a. Preliminary data on life cycle of *Creophilus maxillosus* Linnaeus (Coleoptera: Staphylinidae) and new report of this species on a human corpse, south of Iran. *International Journal of Forensic Sciences , Pathology*, 3 (7): 144-147.
- KESHAVERZI, D., MOEMENBELLAH-FARD, M. D., FERIDOONI, M., MONTAZERI, M. 2015b. First report of *Dermestes frischii* Kugelann (Coleoptera: Dermestidae) on a human corpse, south of Iran. *International Journal of Forensic Sciences , Pathology*, 3 (4): 113-115.
- KESHAVERZI, D., MOEMENBELLAH-FARD, M. D., FERIDOONI, M., ZARENEZHAD, M., FAKOORZIBA, M. R. 2015c. New record of sap beetle, *Nitidula flavomaculata* Rossi (Coleoptera: Nitidulidae) on an outdoor mummified human corpse, South of Iran. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 3 (3): 396-399.
- KESHAVERZI, D., MOEMENBELLAH-FARD, M. D., ZARENEZHAD, M., GHOLAMZADEH, S. 2016. First forensic record of blowfly, *Calliphora vicina*, larvae on an indoor human corpse in winter, south of Iran. *International Journal of Forensic Sciences , Pathology*, 4 (1), 218-220.
- KLOTZBACH, H., SCHROEDER, H., AUGUSTIN, C., PUESCHEL, K. 2004. Information is everything. A case report demonstrating the necessity of entomological knowledge at the crime scene. *Aggrawal's Internet Journal of Forensic Medicine and Toxicology*, 5 (1): 19-21.
- KRZYWINSKI, J. 1993. Development of two *Muscina* species (Diptera, Muscidae) at constant temperature. *Bulletin Entomologique de Pologne*, 62: 125-132.
- KUMARA, T. K., DISNEY, R. H. L., HASSAN, A. A., FLORES, M., HWA, T. S., MOHAMED, Z., CHESALMAH, M. R., BHUPINDER, S. 2012. Occurrence of oriental flies associated with indoor and outdoor human remains in the tropical climate of north Malaysia. *Journal of Vector Biology*, 37 (1): 62-68.
- KUTTY, S. N., PONT, A. C., MEIER, R., PAPE, T. 2014. Complete tribal sampling reveals basal split in Muscidae (Diptera), confirms saprophagy as ancestral feeding mode, and reveals an evolutionary correlation between instar numbers and carnivory. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 78: 349-364.
- KUUSELA, S., HANSKI, I. 1982. The structure of carrion fly communities: the size and the type of carrion. *Holarctic Ecology*, 5: 337-348.
- KYEREMATEN, R. A. K., BOATENG B. A., TWUMASI E. 2012. Insect diversity and succession pattern on different carrion types. *Journal of Research in Biology*, 2: 683-690.
- LANE, R. P. 1975. An Investigation into blowfly (Diptera: Calliphoridae) succession on corpses. *Journal of Natural History*, 9: 581-588.
- LECLERCQ, M. 1974. Entomologie et médecine légale. Étude des insectes et acariens nécrophages pour déterminer la date de la mort. *Spectrum international*, 17 (6) : 1-6.
- LECLERCQ, M. 1976. Entomologie et médecine légale: *Sarcophaga argyrostoma* Rob.-Desv. (Dipt. Sarcophagidae) et *Phaenicia sericata* Meig. (Dipt. Calliphoridae). *Bulletin et Annales de la Société Royale Belge d'Entomologie*, 112: 119-126.

- LECLERCQ, M. 1978. *Entomologie et médecine légale. Datation de la mort*. Collection de Médecine légale et de Toxicologie médicale, n° 108. Masson, Paris. pp: 100.
- LECLERCQ, M. 1996. À propos de l'Entomofaune d'un cadavre de sanglier. *Bulletin et Annales de la Societe Royale Belge d'Entomologie*, 132 : 417-442.
- LECLERCQ, M., BRAHY, G. 1990. Entomologie et médecine légale: origines, evolution, actualisation. *Revue Médicale de Liège*, 45 (7): 348-357.
- LECLERCQ, M., VERSTRAETEN, C. 1988. Entomologie et médecine légale. Datation de la mort. Acariens trouvés sur des cadavres humains. *Bulletin et Annales de la Société Royale Belge d'Entomologie*, 124: 195-200.
- LECLERCQ, M., VERSTRAETEN, C. 1993. Entomologie et médecine légale. L'entomofaune des cadavres humains: sa succession par son interprétation, ses résultats ses perspectives. *Journal de Médecine Légale Droit Médical*, 36 (3-4): 205-222.
- LILLO CARPIO, M. 1976. Los cambios climáticos en Sierra Espuña (Murcia) entre 1892 y 1970. *Papeles del Departamento de Geografía* 7. Universidad de Murcia: 9-20.
- LINCOLN, R. J., BOXSHALL G. A., CLARK, P. F. 1988. *A dictionary of ecology, evolution and systematics*. Cambridge Univ. Press, N. York. 298 p.
- LIRIA SALAZAR, J. 2006. Insectos de importancia forense en cadáveres de ratas, Carabobo Venezuela. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 23 (1): 3338.
- LÓPEZ BERMÚDEZ, F. 1975. Depósitos de ladera en la Sierra de Espuña (Cordilleras Béticas). *Papeles del Departamento de Geografía* 6. Universidad de Murcia: 927.
- LÓPEZ DOS SANTOS, N. 2008. *Estudio de sucesión faunística en cadáveres expuestos en ambiente silvestre*. Tesis de Máster en Ciencias Forenses. Universidad de Murcia, Murcia.
- LÓPEZ, F., SERRANO, J. M. , ACOSTA, F. J. 1992. Intense reaction of recruitment facing unusual stimuli. *Deutsche Entomologische Zeitschrift*, 39 (1-3): 135-142.
- LORD, W. D. 1990. Case histories of the use of insects in investigations. En: CATTS, E. P., HASKELL, N. H. *Entomology and death: a procedural guide*. Joyce Print Shop, Clemson, SC. 9-37.
- 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.
- LOUW, S. V. D. M., VAN DER LINDE, T.C. 1993. Insects frequenting decomposing corpses in central South Africa. *African Entomology*, 1 (2): 265-269.
- LUEDERWALDT, G. 1911. Os insectos necrofagos paulistas. *Revista Museu Paulista*, VIII: 414-433.
- MACKERRAS, M. J. 1933. Observation on the life-histories, nutritional requirements and fecundity of blowflies. *Bulletin of Entomological Research*, 24: 353-362.
- MAĐRA, A., KONWERSKI, S., MATUSZEWSKI, S. 2014. Necrophilous Staphylinidae (Coleoptera: Staphylinidae) as indicators of season of death and corpse relocation. *Forensic Science International*, 242: 32-37.
- MAGAÑA, C., ANDARA, C., CONTRERAS, M. J., CORONADO, A., GUERRERO, E., HERNÁNDEZ, D., HERRERA, M., JIMÉNEZ, M., LIENDO, C., LIMONGI, J., LIRIA, J., MAVRÁREZ, M., OVIEDO, M., PIÑANGO, J., RODRÍGUEZ, I., SOTO, A., SANDOVAL, M. F., SÁNCHEZ, J., SEIJAS, N., TIAPE, Z., VELÁSQUEZ, Y. 2006. Estudio preliminar de la fauna de insectos asociada a cadáveres en Maracay, Venezuela. *Entomotropica*, 21 (1): 53-59.

- MAGNI, P. A., VOSS, S. C., TESTI, R., BORRINI, M., DADOUR, I. R. 2015. A biological and procedural review of forensically significant *Dermestes* species (Coleoptera: Dermestidae). *Journal of Medical Entomology*, 52 (5):755-69.
- MAGURRAN, A. E. 1988. *Diversidad ecológica y su medición*. Ed. Vedral. Barcelona. pp: 200.
- MANCHÓN, M., RUIZ DE YBÁÑEZ, R., ALONSO, F. D. 1998. Intestinal myiasis in a dog. *Veterinary Record*, 143: 479-480.
- MANLOVE, J. D., DISNEY, R. H. L. 2008. The use of *Megaselia abdita* (Diptera: Phoridae) in forensic entomology. *Forensic Science International*, 175: 83-84.
- MARGALEF, R. 1958. Temporal succession and spatial heterogeneity in natural phytoplankton. En: BUZZATI-TRAVERSO (Ed.). *Perspectives in marine Biology*. University of California Press. Los Angeles. pp: 323-349.
- MARILUIS, J. C., SCHNACK, J. A. 1996. Elenco específico y aspectos ecológicos de Calliphoridae (Insecta, Diptera) de San Carlos de Bariloche, Argentina. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural (Sec. Biol.)*, 92: 1-4.
- MARSHALL, S. A. 2012. Flies and Vertebrates. Chapter 3. En: GILLIAN WATTS. (Ed.). *Flies, The Natural History and Diversity of Diptera*. Firefly Books Ltd., Richmond Hill, Ontario. 616 pp: 61-77.
- MARSHALL, S. A., RICHARDS, O. W. 1987. Sphaeroceridae. En: McALPINE, J. F., PETERSON, B. V., SHEWELL, G. E., TESKEY, H. J., VOCKEROTH, J. R., WOOD, D. M. (Eds.) *Manual of Nearctic Diptera*. Vol. 2 Monograph nº 28. Research Branch Agricultura Canada. 993-1006.
- MARTÍN-VEGA, D. 2011. *Estudio de los agregados de dípteros sarcosaprófagos y su relación con los ecosistemas naturales de la comunidad de Madrid*. Tesis Doctoral. Departamento de Zoología y Antropología Física, Edificio de Ciencias. Universidad de Alcalá.
- MARTÍN-VEGA, D., BAZ, A. 2010. Datos sobre Dermaptera capturados en trampas cebadas con carroña en el centro de la Península Ibérica. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 46: 571-573.
- MARTÍN-VEGA, D., BAZ, A. 2013a. Sarcosaprophagous Diptera assemblages in natural habitats in central Spain: spatial and seasonal changes in composition. *Medical and Veterinary Entomology*, 27: 64-76.
- MARTÍN-VEGA, D., BAZ, A. 2013b. Sex-biased captures of sarcosaprophagous Diptera in carrion-baited traps. *Journal of Insect Science*, 13: 1-12.
- MARTÍNEZ, H., JARAMILLO, F., ESCOTO, J., RODRÍGUEZ, M. L., POSADAS, F. A., MEDINA, I. E. 2009. Estudio comparativo preliminar de la sucesión de insectos necrófagos en *Sus scrofa* intoxicado con paratión metílico, en tres períodos estacionales. *Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas*, 40 (3): 5-10.
- MARTÍNEZ, M.D., ACOSTA, F.J., RUIZ, E. 1985. *Las subfamilias y géneros de las hormigas ibéricas. Claves para la identificación de la fauna española*. Cátedra de Entomología. Facultad de Biología. Universidad Complutense, Madrid.
- MARTÍNEZ, M. D. ARNALDOS, M. I., GARCÍA, M. D. 1997. Datos sobre la fauna de hormigas asociadas a cadáveres (Hymenoptera: Formicidae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 21 (3-4): 281-283.
- MARTÍNEZ, M. D., ARNALDOS, M. I., ROMERA, E., GARCÍA, M. D., 2002. Los Formicidae de la comunidad sarcosaprófaga en el Mediterráneo occidental. *Anales de Biología*, 24: 33-44.

- MARTÍNEZ, M. D., LÓPEZ-GALLEGO, E., ARNALDOS, M. I., GARCÍA, M. D. 2012. New record of *Plagiolepis grassei* Le Masne, 1956 (Hymenoptera: Formicidae: Formicinae) in the Iberian Peninsula and its relation to the sarcosaprophagous fauna. *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 36 (1-2): 211-214.
- MARTÍNEZ MOÑINO, A. B. 2011. *Estructura y dinámica de la comunidad de Hymenoptera (Insecta) sarcosaprófagos de un sistema mediterráneo de montaña*. Tesis de Licenciatura. Facultad de Biología. Universidad de Murcia. pp: 120.
- MARTÍNEZ SÁNCHEZ, A. I. 1997. *Ecología de la comunidad de Califóridos (Diptera, Calliphoridae) asociada a un agroecosistema de dehesa*. Universidad de Alicante. Facultad de Ciencias. Departamento de Ciencias Ambientales y Recursos Naturales. pp: 146.
- MARTÍNEZ SÁNCHEZ, A. I. 2003. *Biología de la comunidad de dípteros necrófilos en ecosistemas del sureste de la Península Ibérica*. Tesis Doctoral. Departamento de Ciencias Ambientales y Recursos Naturales, Facultad de Ciencias. Universidad de Alicante.
- MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, A. I., ROJO, S., ROGNES, K., MARCOS-GARCÍA, M. A. 1998. Califóridos con interés faunístico en agrosistemas de dehesa y catálogo de las especies ibéricas de Polleniinae (Diptera: Calliphoridae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 22 (1-2): 171-183.
- MARTÍNEZ SÁNCHEZ, A., ROJO, S., MARCOS GARCÍA, M.A. 2000. Annual and spatial activity of dung flies and carrion in a Mediterranean holm-oak pasture ecosystem. *Medical and Veterinary Entomology*, 14: 56-63.
- MARTÍNEZ SÁNCHEZ, A., MARCOS GARCÍA, M. A., ROJO, S. 2005. Biodiversidad de la comunidad de dípteros sarcosaprófagos en ambientes insulares del sudeste Ibérico (Diptera: Calliphoridae, Muscidae; Sarcophagidae). *Nouvelle Revue d'Entomologie*, 22: 251-265.
- MASCARINI, L. M., PIRES DO PRADO, M. 2002. Thermal constant of an experimental population of *Muscina stabulans* (Fallén) (Diptera: Muscidae) in the laboratory. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 97 (2): 281-283.
- MASON, C. F. 1980. *Decomposição*. Temas de Biologia. Vol. 18. Ed. Da Universidade de São Paulo, São Paulo. pp: 63.
- MATUSZEWSKI, S., BAJERLEIN, D., KONWERSKI, S., SZPILA, K. 2008. An initial study of insect succession and carrion decomposition in various forest habitats of Central Europe. *Forensic Science International*, 180: 61-69.
- MATUSZEWSKI, S., BAJERLEIN, D., KONWERSKI, S., SZPILA, K. 2010. Insect succession and carrion decomposition in selected forests of Central Europe. Part 2: Composition and residency patterns of carrion fauna. *Forensic Science International*, 195: 42-51.
- MATUSZEWSKI, S., BAJERLEIN, D., KONWERSKI, S., SZPILA, K., 2011. Insect succession and carrion decomposition in selected forests of Central Europe. Part 3: Succession of carrion fauna. *Forensic Science International*, 207: 150-163.
- MATUSZEWSKI, S., SZAFARŁOWICZ, M. 2013. Temperature-dependent appearance of forensically useful beetles on carcasses. *Forensic science International*, 229: 9299.
- MAZUR, S. 2011. *A concise catalogue of the Histeridae (Insecta: Coleoptera)*. Warsaw University of Life Sciences, SGGW Press, Warsaw. pp: 332.

- McALPINE, J. F. 1987. Piophilidae. En: McALPINE, J. F., PETERSON, B. V., SHEWELL, G. E., TESKEY, H. J., VOCKEROTH, J. R., WOOD, D. M. (Eds.). *Manual of Nearctic Diptera*. Vol. 2. Monograph n° 28. Research Branch Agriculture Canada. 845-852.
- McKINNERNEY, M. 1978. Carrion communities in the northern Chihuahuan desert. *The Southwestern Naturalist*, 23 (4): 563-576.
- MEDEROS-LÓPEZ, J. L.; MATA-CASANOVA, N., PUJADE-VILLAR, J. 2012. Fenología anual y actividad nictemeral de los Hymenoptera (Insecta) en un bosque mixto mediterráneo. *Orsis*, 26: 201-225.
- MÉGNIN, J. P. 1894. *La Fauna des cadavres: Application de l'entomologie à la médecine légale*. Encyclopédie Scientifique des Aide-Memoire, Masson et Gautiers – Villars, Paris. pp: 214.
- MENDES, J., LINHARES, A. X. 2002. Cattle dung Breeding Diptera in pastures in southeastern Brazil: diversity, abundance and seasonality. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, 97 (1): 37-41.
- MERRITT, R. W., SNIDER, R., DEJONG, J. L., BENBOW, M. E., KIMBIRASKAS, R. K., KOLAR, R. E. 2007. Collembola of the grave: A cold case history involving arthropods 27 years after death. *Journal of Forensic Sciencess*, 56: 1359-1363.
- MERRITT, R. W., DE JONG, G. D. 2016. Arthropod Communities in Terrestrial Environments. En: BENBOW, M.E., TOMBERLIN, J.K., TARONE, A.M. (Eds.). *Carrion Ecology, Evolution, and Their Applications*. pp: 65-83. CRC Press.
- MESKIN, I. 1986. Factors affecting the coexistence of blowflies (Diptera: Calliphoridae) on the Transvaal Highveld, South Africa. *South African Journal of Science*. 82: 244-250.
- MICOZZI, M. S. 1986. Experimental study of postmortem change under field conditions, effects of freezing, thawing, and mechanical injury. *Journal of Forensic Sciencess*, 31 (3): 953-961.
- MONEO PELLITERO, J., SALOÑA BORDAS, M. I. 2007. Califóridos (Diptera: Calliphoridae) de interés forense recogidos en el entorno universitario del campus de Leioa (Vizcaya, España). *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 40: 479-483.
- MONGIARDINO KOCH, N., FONTANARROSA, P., PADRÓ, J., SOTO, I. M. 2013. First record of *Megaselia scalaris* (Loew) (Diptera: Phoridae) infesting laboratory stocks of mantis (*Parastagmatoptera tessellata*, Saussure). *Arthropods*, 2 (1): 1-6.
- MONSERRAT, V. 1993. Estudio de la Fauna Entomológica de las viviendas de la Ciudad de Madrid. *Universidad Complutense de Madrid*, Johnson Wax española S. A. (Informe técnico no publicado).
- MORETTI, T. C., BONATO, V., GODOY, W. A. C. 2011. Determining the season of death from the family composition of insects infesting carrion. *European Journal of Entomology*, 108: 211-218.
- MORÓN, M. A., TERRÓN, R. A. 1984. Distribución altitudinal y estacional de los insectos necrófilos en la sierra norte de Hidalgo, México. *Acta Zoológica Mexicana (ns)*, 3: 47.
- MORÓN, M. A., CAMAL, J. F., CANUL, 1986. Análisis de la entomofauna necrófila del área norte de la Reserva de la Biosfera "Sian Kaán", Quintana Roo, México. *Folia Entomológica Mexicana*, 69: 83-98.
- MORRILL, W. L. 1975. Plastic Pitfall Trap. *Environmental Entomology*, 4: 596
- MOTTER, G. M. 1898. A contribution to the study of the fauna of the grave. A study of one hundred and fifty disinterments, with some additional experimental observations. *Journal of the Entomological Society*, 6 (4): 201-231.

- MOURA, M. O., CARVALHO, C. J. B., MONTEIRO-FILHO, E. L. A. 1997. A preliminary analysis of insects of medico-legal importance in Curitiba, State of Paraná. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, 92 (2): 269-274.
- MOURA, M. O., CARVALHO, C. J. B., MONTEIRO-FILHO, E. L. A. 2005. Estructura de comunidades necrófagas: efeito da partilha de recursos na diversidade. *Revista Brasileira de Zoologia*, 22 (4): 1134-1140.
- MULIERI, P. R., PATITUCCI, L. D., SCHNACK, J.A., MARILUIS, J. C. 2011. Diversity and seasonal dynamics of an assemblage of sarcophagid Diptera in a gradient of urbanization. *Journal of Insect Science*, 11: 91. Disponible en: insectscience.org/11.91
- NARANJO LÓPEZ, C., CRUZ PORTORREAL, Y., MAYEA MARTÍNEZ, Y. 2009. Artrópodos presentes en la putrefacción de cadáveres de cerdos (*Sus scrofa*) en Santiago de Cuba, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 44: 441-447.
- NIETO NAFRÍA, J. M., MIER DURANTE, M. P., 1985. *Tratado de Entomología*. Ed. Omega, Barcelona. pp: 599.
- NIEVES ALDREY, J. L., ASKEW, R. R. 2002. Calcidoideos (Hym., Chalcidoidea) asociados a agallas de Aylacini y Diplolepidini (Hym., Cynipidae) en España. *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 26 (1-2): 11-37.
- NUORTEVA, P. 1970. Histerid Beetles as predators of blowflies (Diptera: Calliphoridae) in Finland. *Annales Zoologici Fennici*, 7: 195-198.
- NUORTEVA, P. 1974. Age determination of a blood stain in a decaying shirt by entomological means. *Forensic Science*, 3: 89- 94.
- NUORTEVA, P. 1977. Sarcosaprophagous Insects as Forensic Indicators. En: TEDESCHI, C. G., ECKERT, W. G. , TEDESCHI, L. G. (Eds.) *Forensic Medicine: A Study in Trauma and Environmental Hazards*. Vol. III Philadelphia, London W. B. Saunders Co. 1072-1095.
- NUORTEVA, P. 1988a. Perspectives for the future of medico-legal entomology. *Workshop 2: Medicolegal entomology*, 1-10.
- NUORTEVA, P. 1988b. Forensic Entomology in the meeting of Liege 1988 and after it. *Workshop 2: Medicolegal Entomology*, 1-7.
- NÚÑEZ RODRIGUEZ, J., LIRIA SALAZAR, J. 2014. Sucesión de la entomofauna cadavérica a partir de un biomodelo con vísceras de res. *Salus*, 18 (2): 35-39.
- OBALLE, R., VARGAS-OSUNA, E., LYRA, J. R. M., ALDEBIS, H. K., SANTIAGO ALVAREZ, C. 1995. Secuencia de aparición de parasitoides en poblaciones larvarias de lepidópteros que atacan el algodón en el Valle del Guadalquivir. *Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas*, 21: 659-664.
- OKIWELU, S. N., IKPAMII, T., UMEOZOR, O. C. 2008. Arthropods associated with mammalian carcasses in River State, Nigeria. *African Journal of Biomedical Research*, 11: 339-342.
- OLAYA MÁSMELA, L. A. 2001. Entomofauna sucesional en el cadáver de un cánido en condiciones de campo en la Universidad de Valle (Cali-Colombia). *Cuadernos de Medicina Forense*, 23: 5-14.
- OLIVA, A. 2001. Insects of forensic significance in Argentina. *Forensic Science International*, 120: 145-154.
- OLIVA, A. 1997. Insectos de interés forense de Buenos Aires (Argentina). Primera lista ilustrada y datos bionómicos. *Revista de Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia"*. *Entomología*, 7 (2): 13-59.

- OLIVA, A. 2004. Insects of forensic interest in Buenos Aires (Argentina). Addenda et corrigenda. I. Phoridae (Diptera: Brachycera). *Physis (Buenos Aires)* Secc. C, 60: 43-50.
- OLIVA, A. 2007. Frecuencia y distribución temporal de moscas cadavéricas (Diptera) en la ciudad de Buenos Aires. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales*, 9 (1): 5-14.
- ORDÓÑEZ, A.N., 2003. Aspectos sucesionales de la entomofauna sarcosaprófaga asociada a cadáveres de conejo en zonas aledañas a Tenjo (Cundinamarca) y su aplicación a la definición del intervalo postmortem. *Trabajo de Grado. Facultad de Ciencias. Pontificia Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia.*
- ORDÓÑEZ, A., GARCÍA, M.D., FAGUA, G., 2008. Evaluation of efficiency of Schoenly trap for collecting adult sarcosaprophagous dipterans. *Journal of Medical Entomology*, 45 (3): 522-532.
- OUTERELO, R., GAMARRA, P. 1985. *Claves para la identificación de la fauna española 10. Las familias y géneros de los estafilínidos de la Península Ibérica.* Facultad de Biología. Univ. Complutense. Madrid. pp: 139.
- PAI, C. Y., JIEN, M. C., LI, L. H., CHENG, Y. Y., YANG, C. H. 2007. Application of forensic entomology to postmortem interval determination of a burned human corpse: a homicide case report from southern Taiwan. *Journal of the Formosan Medical Association*, 106 (9): 792-798.
- PAPE, T. 1987. The Sarcophagidae (Diptera) of Fennoscandia and Denmark. *Fauna Entomologica Scandinavica*, 19: 1-203.
- PAPE, T. 1996. Catalogue of the Sarcophagidae of the world (Insecta: Diptera). *Memoirs on Entomology International*, 8: 1-558.
- PAPE, T. 1997. Diptera Sarcophagidae, Rhinophoridae. En: ZAPPAROLI M. (Ed.). *Gli Insetti di Roma. Quaderni dell'Ambiente*, 6. pp: 358.
- PAPE, T. 1998. Sarcophagidae. En: PAPP, L., DARVAS, B. (Eds.), *Contributions to a Manual of Palaearctic Diptera (with special reference to flies of economic importance)*. Science Herald Press, Budapest, Hungary. pp: 604.
- PAPP, L. 2002. Dipterous guilds of small-sized feeding sources in forest of Hungary. *Acta Zoologica Academiae Scientiarum Hungaricae (Suppl. 1)*, 48: 197-213.
- PAPP, L. 2007. A study of the cow pat Diptera on the Hortobágy, Hungary. *Folia Entomologica Hungarica. Rovartani Közlemények*, 68: 123-135.
- PAPP, L., PLACHTER, H. 1976. On Cave-Dwelling Sphaeroceridae from Hungary and Germany (Diptera). *Annales Historico-Naturales Musei Nationalis Hungarici*, 68: 195-207.
- PASTULA, E. C., MERRITT, R. W. 2013. Insect arrival pattern and succession on buried carrion in Michigan. *Journal of Medical Entomology*, 50 (2):432-439.
- PAVILLARD, E. R., WRIGHT, E. A. 1957. An Antibiotic from Maggots. *Nature*, London: 916-917.
- PAYNE, J. A. 1965. A summer carrion study of the baby pig *Sus scrofa*. *Ecology*, 46 (5): 92-602.
- PAYNE, J. A., KING, E. W. 1969. Coleoptera associated with pig carrion. *Entomologist's Monthly Magazine*, 105: 224-225.
- PAYNE, J. A., KING, E. W. 1972. Insect succession and decomposition of pig carcasses in water. *Journal of the Georgia Entomological Society*, 7 (3): 153-162.
- PAYNE, J. A., KING, E. W., BEINHART, G. 1968. Arthropods succession and decomposition of buried pigs. *Nature*, 219: 1180-1181.

- PECHAL, J. L., BENBOW, M. E., CRIPPEN, T. L., TARONE, A. M., TOMBERLIN, J. K. 2014. Delayed insect access alters carrion decomposition and necrophagous insect community assembly. *Ecosphere* 5 (4): art45.
- PERALTA ÁLVAREZ, B., GILARRIORTUA, M., SALOÑA BORDAS, M. I. 2013. Variabilidad espacial y temporal de Califóridos (Diptera) necrófagos de interés forense capturados en la Comunidad Autónoma del Principado de Asturias. Estudio preliminar. *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 37 (3-4): 301-304.
- PÉREZ BOTE, J. L., VICENTE RIVERA, V., SANTOS ALMEIDA, A. 2012. La comunidad sarcosaprófaga en un entorno periurbano. *Boletín de la Asociación Española de Entomología* 36 (3-4): 299-314.
- PÉREZ DE PETINTO Y BERTOMEU, M. 1975. La miasis cadavérica de la esqueletización. Volumen extraordinario del primer centenario de la Real Sociedad Española de Historia Natural. Tomo II: 463-482.
- PÉREZ MARCOS, M. 2013. Contribución al conocimiento de la fauna entomosarcosaprófaga en El Abuznel (Sierra Espuña, Murcia). Tesis de Licenciatura. Facultad de Biología. Universidad de Murcia. pp: 67.
- PERIS, S. V., 2004. Claves generales. En: BARRIENTOS, J. A. (Ed.). *Curso práctico de entomología*. Asociación española de entomología, CIBIO y Universitat Autònoma de Barcelona. pp: 947.
- PERIS, S. V., GONZÁLEZ MORA, M. D. 1991. Los Calliphoridae de España III. Luciliini (Diptera). *Bol. Real Sociedad Española de Historia Natural (Sec. Biol.)*, 87 (1-4): 187-207.
- PEROTTI, M. A., GOFF, M. L., BAKER, A. S., TURNER, B. D., BRAIG, H. R. 2009. Forensic acarology: an introduction. *Experimental and Applied Acarology*, 49: 3-13.
- PERVEEN, F., KHAN, A. 2013. Ecological succession pattern of the insect species associated with the carcass of the free-ranging urban dog, *Canis domesticus* (L.): A tool for forensic entomology. *Mintage Journal of Pharmaceutical Medical Sciences*, 2 (3): 31-36.
- PETERSON, A. 1951. *Larvae of Insects*. Part II. Publicado por el autor. Columbus, Ohio (U.S.A.). pp: 416.
- PETERSON, B. V. 1987. Phoridae. En: MCALPINE, J.F., PETERSON, B. V., SHEWELL, G. E., TESKEY, H. J., VOCKEROTH, J. R. , WOOD, D. M. *Manual of Nearctic Diptera*, Vol. 2. Monograph N° 28. Research Branch Agriculture Canada. 689-712.
- PETERSSON, E., SIVINSKI, J. 2003. Mating status and choice of group size in the phoretic fly *Norrbomia frigipennis* (Spuler) (Diptera: Sphaeroceridae). *Journal of Insect Behaviour*, 16 (3): 411-423.
- PLATA NEGRACHE, P. 1971. *Revisión de la Familia Dermestidae Latr., en la península Ibérica e Islas Baleares*. Resumen de Tesis Doctoral. Universidad de Granada (Inédita).
- POHJOISMÄKI, J. L. O, KARHUNEN, P. J., GOEBELER, S., SAUKKO, P., SÄÄKSJÄRVI, I. E. 2010. Indoor forensic entomology: Colonization of human remains in closed environments by specific species of sarcosaprophagous flies. *Forensic Science International*, 199: 38-42.
- PONT, A. C. 1997. Diptera, Fannidae, Muscidae. En: ZAPPAROLI M. (Ed.). *Gli Insetti di Roma*. Quaderni dell'Ambiente, 6. pp: 358.
- PONT, A. C., VIKHREV, N. 2009. A new species of *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae) from the Altai Mountains, Western Siberia, Russia. *Russian Entomological Journal*, 17: 321-323.

- POVOLNÝ, D., VERVES, Y. 1997. The flesh-flies of Central Europe (Insecta, Diptera, Sarcophagidae). *Spixiana*, Supplement 24. Munchen: 1-260.
- PRADO E CASTRO, C. 2011. *Seasonal carrion Diptera and Coleoptera communities from Libon (Portugal) and the utility of Forensic Entomology in Legal Medicine*. Tesis de Doutoramento em Biologia (Ecologia). Universidade de Lisboa.
- PRADO E CASTRO, C., GARCÍA, M.D., ARNALDOS, M.I., GONZÁLEZ-MORA, D. 2010a. Sarcophagidae (Diptera) attracted to piglet carcasses including new records for Portuguese fauna. *Graellsia*, 66 (2): 285-294.
- PRADO E CASTRO, C., GARCÍA, M.D., SERRANO, A., GAMARRA, P., OUTERELO, R. 2010b. Staphylinid forensic communities from Lisbon with new records for Portugal (Coleoptera: Staphylinidae). *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 34 (1-2): 87-98.
- PRADO E CASTRO, C., SOUZA, J. P., ARNALDOS, M. I., GASPAR, J., GARCÍA, M. D. 2011a. Blowflies (Diptera: Calliphoridae) activity in sun exposed and shared carrion in Portugal. *Annales de la Société Entomologique de France*, 47 (1-2): 128-139.
- PRADO E CASTRO, C., ARNALDOS, M. I., SOUZA, J. P., GARCÍA, M. D. 2011b. Preliminary study on a community of sarcosaprophagous diptera in Central Portugal. *Entomologia Generalis*, 33 (3): 183-198.
- PRADO E CASTRO, C., CUNHA, E., SERRANO, A., GARCÍA, M. D. 2012a. *Piophilidae* (Diptera: Piophilidae): First records on human corpses. *Forensic Science International*, 214: 23-26.
- PRADO E CASTRO, C., SERRANO, A., MARTINS DA SILVA, P. GARCÍA, M. D. 2012b. Carrion flies of forensic interest: a study of seasonal community composition and succession in Lisbon, Portugal. *Medical and Veterinary Entomology*, 26: 417-431.
- PRADO E CASTRO, C., GARCÍA, M. D., MARTINS DA SILVA, P., FARIA E SILVA, I., SERRANO, A. 2013. Coleoptera of forensic interest: A study of seasonal community composition and succession in Lisbon, Portugal. *Forensic Science International*, 232: 73-83.
- PRADO E CASTRO, C., GARCÍA, M. D., PALMA, C., MARTÍNEZ-IBÁÑEZ, M. D. 2014. First report on sarcosaprophagous Formicidae from Portugal (Insecta: Hymenoptera). *Annales de la Société entomologique de France (N.S.): International Journal of Entomology*, 50:1, 51-58.
- PUJADE-VILLAR, J., FERNÁNDEZ-GAYUBO, S. 2004. Himenópteros. En: BARRIENTOS, J. A. (Ed.). *Curso práctico de Entomología*. Asociación española de entomología, CIBIO y Universitat Autònoma de Barcelona. pp: 947.
- PUTMAN, R. J. 1977. Dynamics of the blowfly, *Calliphora erythrocephala*, within carrion. *Journal of Animal Ecology*, 46 (3): 853-866.
- PUTMAN, R. J. 1994. *Community ecology*. Chapman and Hall, London, United Kingdom. pp: 178.
- R CORE TEAM. 2012. R: A Language and Environment for Statistical Computing. <http://www.r-project.org/>
- RATCLIFFE, F. N. 1935. Observations on the Sheep Blowfly (*Lucilia sericata* Meig.) in Scotland. *Annals of Applied Biology*, 22: 742-753.
- 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.
- REIBE, S., MADEA, B. 2010. How promptly do blowflies colonise fresh carcasses? A study comparing indoor with outdoor locations. *Forensic Science International*, 195: 52-57.

- REITER, C. 1984. Zum wachstumsverhalten der maden der blauen schmeibfliege *Calliphora vicina*. *Zeitschrift für Rechtsmedizin*, 91: 295-308.
- REITER, C. 1995. Moulting of blowfly larvae as an indicator in determination of the time of death. *Advances for Science*, Vol. 4.
- REMEDIOS, M., MARTÍNEZ, M., GONZÁLEZ-VAINER, P. 2012. Estudio preliminar de los dípteros asociados a cebos de estiércol y carroña en un bosque serrano de Sierra de Minas, Uruguay. *Acta Zoológica Mexicana*, 28 (2): 378-390.
- RICHARDS, E. N., GOFF M. L. 1997. Arthropod succession on exposed carrion in three contrasting habitats on Hawaii Island, Hawaii. *Journal of Medical Entomology*, 34 (3): 328-339.
- RICHARDS, O. W., DAVIES, R. G. 1977. *Imms' General Textbook of Entomology. Tenth Edition. Vol. 2: Classification and Biology*. Chapman , Hall. London. pp: 1354.
- RODRÍGUEZ, W. C., BASS, W. M. 1983. Insect activity and its relationship to decay rates of human cadavers in East Tennessee. *Journal of Forensic Sciencess*, 28 (2): 423-432.
- ROGNES, K. 1991. Blowflies (Diptera, Calliphoridae) of Fennoscandia and Denmark. *Fauna Entomologica Scandinavica*, 24: 272.
- ROGNES, K. 1997. Diptera, Calliphoridae. En: ZAPPAROLI, M. (Ed.). *Gli Insetti di roma. Quaderni dell'Ambiente*, 6. pp: 358.
- ROMERA, E., ARNALDOS, M. I., GARCÍA, M. D., GONZÁLEZ MORA, D. 2003. Los Sarcophagidae (Insecta, Diptera) de un ecosistema cadavérico en el sureste de la Península Ibérica. *Anales de Biología*, 25: 49-63.
- ROMERO PALANCO, J. L., MUNGUÍA GIRÓN, F. J. 1986. Contribución al conocimiento de la entomología tanatológica en la provincia de Cádiz (sur de España). *Actas de las VII Jornadas Mediterráneas de Medicina Legal*, 131- 144.
- ROMERO PALANCO, J. L., MUNGUÍA GIRÓN, F., GAMERO LUCAS, J. 2006. Entomología cadavérica en la provincia de Cádiz (S. de España). *Ciencia Forense*, 8: 83-105.
- ROZKOSNÝ, R., GREGOR, F., PONT, A C. 1997. The European Fanniidae (Diptera). *Acta Scientiarum Naturalium Academiae Scientiarum Bohemicae*, 31:1-80.
- SALOÑA BORDAS, M.I., GONZÁLEZ MORA, D. 2005. Primera cita de *Liosarcophaga aegyptica* (Salem, 1935) (Diptera: Sarcophagidae) de la Península Ibérica, con descripción de sus fases larvarias II y III, pupario y adultos. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, 36: 251-255.
- SALOÑA BORDAS, M. I., MONEO PELLITERO, J., DÍAZ MARTÍN, B. 2009. Estudio sobre la distribución de Califóridos (Diptera, Calliphoridae) en la Comunidad Autónoma del País Vasco. *Boletín de la Asociación Española de Entomología*, 33 (1-2): 63-89.
- SALOÑA BORDAS, M. I., MONEO PELLITERO, J., DÍAZ MARTÍN, B. 2010. Fenología de califóridos (Diptera, Calliphoridae) en la Comunidad Autónoma del País Vasco. *Ciencia Forense*, 9-10: 95-106.
- SÁNCHEZ GÓMEZ, P., CARRIÓN, M. A., GUERRA MONTES, J. 2003. *Flora de Sierra Espuña. Orquídeas del Parque Regional. Catálogo de Especies Prioritarias. Otras especies de interés*. Nausicaä Edición Electrónica, S. L. Murcia. pp: 126.
- SÁNCHEZ PIÑERO, F. 1997. Analysis of spatial and seasonal variability of carrion beetle (Coleoptera) assemblages in two arid zones of Spain. *Environmental Entomology*, 26 (4): 805-814.

- SANTOS, W. E., ALVEZ, A. C. F., CREA-DUARTE, A. J. 2014. Beetles (Insecta, Coleoptera) associated with pig carcasses exposed in a Caatinga área, Northeastern Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, 74 (3): 649-655.
- SCARAMOZZINO, P. L. 1997. Hymenoptera. pp: 313-340. En: ZAPPAROLI, M. (Ed.). *Gli Insetti di roma*. Quaderni dell'Ambiente, 6. pp: 358.
- SCHOENLY, K. 1981. Demographic Bait Trap. *Environmental Entomology*, 10: 615-617.
- SCHOENLY, K., REID, W. 1983. Community structure on carrion arthropods in the Chihuahuan Desert. *Journal of Arid Environments*, 6: 253-263.
- SCHOENLY, K., REID, W. 1987. Dynamics of heterotrophic succession in carrion arthropod assemblages: discrete series or a continuum of change?. *Oecologia*, 73: 192-202.
- SCHOENLY, K., GRIEST, K., RHINE, S. 1991. An experimental field protocol for investigating the postmortem interval using multidisciplinary indicators. *Journal of Forensic Sciencess*, 36 (5): 1395-1415.
- SCHROEDER, H., KLOTZBACH, H., OESTERHELWEG, L., PÜSCHEL, K. 2002. Larder beetles (Coleoptera: Dermestidae) as an accelerating factor for decomposition of a human corpse. *Forensic Science International*, 127: 231-236.
- SCHROEDER, H., KLOTZBACH, H., PÜSCHEL, K. 2003. Insects colonization of human corpses in warm and cold season. *Legal Medicine*, 5: 372-374.
- SEGURA, N. A., BONILLA, M. A., USAQUÉN, W., BELLO, F. 2010. Entomofauna resource distribution associated with pig cadavers in Bogotá DC. *Medical and Veterinary Entomology*, 25: 46-52.
- SEGURA, N. A., USAQUÉN, W., SÁNCHEZ, M. C., CHUAIRE, L., BELLO, F. 2009. Succession pattern of cadaverous entomofauna in a semi-rural area of Bogotá, Colombia. *Forensic Science International*, 187: 66-72.
- SÉGUY, E. 1928. *Études sur les Mouches Parasites, Tome I, Conopidés, Oestridés et Calliphorinés de l'Europe Occidentale*. Paul Lechevalier Éditeur. Paris. pp: 251.
- SÉGUY, E. 1941. *Études sur les Mouches Parasites, Tome II, Calliphoridés. Calliphorinés (suite), Sarcophaginés et Rhinophorinés de l'Europe occidentale et Meridionales*. Paul Lechevalier Éditeur. Paris.
- SÉGUY, E. 1951. *Atlas des Diptères de France, Belgique, Suisse. II: Developpement et Biologie Brachycères II – Siphonaptères*. Éditions N. Boubée, Cie. Paris. pp: 185.
- SERRANO, J., GALLEGU, D. 2004. Evaluación de la regeneración y el estado de salud de las masas forestales de Sierra Espuña (Murcia) mediante el análisis de la biomasa media individual en coleópteros carábidos. *Anales de Biología*, 26: 191-211.
- SERT, O., KABALAK, M., ŞABANOĞLU, B. 2012. Determination of forensically important Coleoptera and Calliphoridae (Diptera) species on decomposing dog (*Canis lupus familiaris* L.) carcass at Ankara province. *Hacettepe Journal of Biology and Chemistry*, 40 (1): 99-103.
- SHARANOWSKI, B. J., WALKER, E. G., ANDERSON, G. S. 2008. Insect succession and decomposition patterns on shaded and sunlit carrion in Saskatchewan in three different seasons. *Forensic Science International*, 179: 219-240.
- SHEWELL, G. E. 1987a. Calliphoridae. En: McALPINE, J. F., PETERSON, B. V., SHEWELL, G. E., TESKEY, H. J., VOCKEROTH, J. R., WOOD, D. M. *Manual of Nearctic Diptera*, Vol. 2. Monograph N° 28. Research Branch Agriculture Canada. 1133-1145.

- SHEWELL, G. E. 1987b. Sarcophagidae. En: McALPINE, J. F., PETERSON, B. V., SHEWELL, G. E., TESKEY, H. J., VOCKEROTH, J. R. , WOOD, D. M. *Manual of Nearctic Diptera*, Vol. 2. Monograph N° 28. Research Branch Agriculture Canada. 1159-1186.
- SHERMAN, R. A. 2003. Maggot Therapy for Treating Diabetic Foot Ulcers Unresponsive to Conventional Therapy. *Diabetes Care*, 26: 446-451.
- SHERMAN, R. A. 2009. Maggot Therapy Takes Us Back to the Future of Wound Care: New and Improved Maggot Therapy for the 21st Century. *Journal of Diabetes Science and Technology*, 3 (2): 336-344.
- SKIDMORE, P. 1985. *The biology of Muscidae of the world*. Series Entomologica. Vol. 29. Tomo I. pp: 270.
- SMIT, B. 1931. A Study of the Sheep Blowflies of South Africa. *Report of the Director of Veterinary Service, Onderstepoort* 17: 299.
- SMITH, K. G. V. 1986. *A Manual of Forensic Entomology*. Trustees of the British Museum (Natural History). London. pp: 205.
- SMITH, K. E., WALL, R. 1977a. Asymmetric Competition Between Larvae of the Blowflies *Calliphora vicina* and *Lucilia sericata* in Carrion. *Ecological Entomology*, 22: 468-474.
- SMITH, K. E., WALL, R. 1977b. The use of carrion as breeding sites by the blowfly *Lucilia sericata* and other Calliphoridae. *Medical and Veterinary Entomology*, 11: 38-44.
- SOÓS, A., PAPP, L. 1986. *Catalogue of Palaearctic Diptera*. Vol 12. *Calliphoridae, Sarcophagidae*. Elsevier, Amsterdam. pp: 265.
- SOUZA, A. M., LINHARES, A. X. 1997. Diptera and coleopteran of potential forensic importance in southeast relative abundance and seasonality. *Medical and Veterinary Entomology*, 11: 8-12.
- SPELLERBERG, I. F. 1991. *Monitoring ecological change*. Cambridge University Press, Cambridge
- SPINDOLA, C. B., COURI, M. S. 2004. *Fannia flavicincta* Stein (Diptera: Fanniidae), a new vector of *Dermatobia hominis* (Linnaeus Jr.) (Diptera: Cuterebridae). *Revista Brasileira de Zoologia*, 21: 115-116.
- SUAY CANO, V. A., LUNA MARTÍNEZ, F., MICHELENA SAVAL, J. M. 1998. Parasitoides no afidiinos de pulgones (Chalcidoidea: Aphelinidae) e hiperparasitoides de las superfamilias Chalcidoidea, Ceraphronoidea y Cynipoidea (Hymenoptera: Apocrita: Parasitica) en la provincia de Valencia. *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 22 (1-2): 99-113.
- SZPILA, K., MAĐRA, A., JARMUSZ, M., MATUSZEWSKI, S. 2015. Flesh flies (Diptera: Sarcophagidae) colonising large carcasses in Central Europe. *Parasitology Research*, 114: 2341-2348.
- STRONG, L. 1981. Dermestids, an embalsamer's dilemma. *Antenna*, 5 (3): 136-139.
- TABOR, K. L., BREWSTER, C.C., FELL, R.D. 2004. Analysis of the successional patterns of insects on carrion in southwest Virginia. *Journal of Medical Entomology*, 41 (4): 785-795.
- TABOR KREITLOW, K. L. 2010. Insect Succession in a Natural Environment. En: BYRD, J. H. , CASTNER, J. L. (Eds.). *Forensic Entomology: The Utility of Arthropods in Legal Investigations*. 2nd Edition. CRC Press. Boca Raton. pp: 251-265.

- TANTAWI, T. I., EL-KADI, E. M., GREENBERG, B., EL-GHAFFAR, H. A. 1996. Arthropod Succession on Exposed Rabbit Carrion in Alexandria, Egypt. *Journal of Medical Entomology* 33 (4): 566-580.
- TULLIS, K., GOFF, M. L. 1987. Arthropod Succession in Exposed Carrion in a Tropical Rainforest on O'ahu Island, Hawaii. *Journal of Medical Entomology*, 24: 332-339.
- TURCHETTO, M., LAFISCA, S., COSTANTINI, G. 2001. Postmortem interval (PMI) determined by study sarcophagous biocenoses: three cases from the province of Venice (Italy). *Forensic Science International*, 120: 28-31.
- TURNER, B. D. 1991. Forensic entomology. *Forensic Science Progress*, 5: 129-151.
- UNWIN, D. 1984. *A Key to the Families of British Coleoptera (and Strepsitera)*. Field Studies Council. pp: 197.
- VANCE, G. M., VANDYK, J. K., ROWLEY, W. A. 1995. A device for sampling aquatic insects associated with carrion in water. *Journal of Forensic Sciences*, 40: 479-482.
- VANLAERHOVEN, S. L. 2008. Blind validation of post-mortem interval estimates using developmental rates of blow flies. *Forensic Science International*, 180: 76-80.
- VASCONCELOS, S. D., CRUZ, T. M., SALGADO, R. L., THYSSEN, P. J. 2013. Dipterans associated with a decomposing animal carcass in a rainforest fragment in Brazil: Notes on the early arrival and colonization by necrophagous species. *Journal of Insect Science*, 13: 145.
- VELÁSQUEZ, Y., MAGAÑA, C., MARTÍNEZ SÁNCHEZ, A., ROJO, S. 2010. Diptera of forensic importance in the Iberian Peninsula: larval identification key. *Medical and Veterinary Entomology*, 24: 293-308.
- VIEJO MONTESINOS, J. L., ROMERO LÓPEZ, P. S. *Entomología Forense*. Quercus, 1992; 33-35.
- VILLALÁIN BLANCO, J. D. 1976. Valoración médico-legal de los coleópteros necrófagos de España. *Archivo de la Facultad de Medicina de Madrid*, 29 (2): 89-99.
- VILLET, M. H., RICHARDS, C. S., MIDGLEY, J. M. 2010. Contemporary precision, bias and accuracy of minimum post-mortem intervals estimated using development of carrion-feeding insects. En: AMENDT, J., CAMPOBASSO, C. P., GOFF, M. L., GRASSBERGER, M. (eds.) *Current concepts in forensic entomology*. Chapter 7, pp: 109-137. Springer Science+Business Media B.V.
- VITTA, A., PUMIDONMING, W., TANGCHASURIYA, U., POODENDEAN, C., NATEEWORANART, S. 2007. A preliminary study on insects associated with pig (*Sus scrofa*) carcasses in Phitsanulok, northern Thailand. *Tropical Biomedicine*, 24 (2): 1-5.
- VANIN, S., GHERARDI, M., BUGELLI, V., DI PAOLO, M. 2011. Insects found on a human cadaver in central Italy including the blowfly *Calliphora loewi* (Diptera, Calliphoridae), a new species of forensic interest. *Forensic Science International*, 207: e30-e33.
- VANLAERHOVEN, S.L., ANDERSON, G. S. 1999. Insect succession on buried carrion in two biogeoclimatic zones of British Columbia. *Journal of Forensic Sciences*, 44 (1): 32-43.
- VERDÚ, M. J. 1991. Chalcidoidea (Hym. Apocrita, Tenebrantia) en plantas hortícolas de la Comunidad Valenciana. *Boletín de la Asociación española de Entomología*, 15: 245-255.
- VON HOERMANN, C., RUTHER, J., REIBE, S., MADEA, B., AYASSE, M. 2011. The importance of carcass volatiles as attractants for the hide beetle *Dermestes maculatus* (De Geer). *Forensic Science International*, 212: 173-179.

- VOSS, S. C., FORBES, S. L., DAUDOR, I., R. 2008. Decomposition and insect succession on cadavers inside a vehicle environment. *Forensic Science Medicine and Pathology*, 4: 22-32.
- VOSS, S. C., COOK, D. F., DAUDOR, I. R. 2011. Decomposition and insect succession of clothed and unclothed carcasses in Western Australia. *Forensic Science Medicine and Pathology*, 211: 67-75.
- WALKER, T. J. 1957. Ecological studies of the arthropods associated with certain decaying materials in four habitats. *Ecology*, 38: 262-276.
- WALL, R., SMITH, K. E. 1996. Colour Discrimination by the Sheep Blowfly *Lucilia sericata*. *Medical and Veterinary Entomology*, 10: 235-240.
- WANG, J., LI, Z., CHEN, Y., CHEN, Q., YIN, X. 2008. The succession and development of insects on pig carcasses and their significances in estimating PMI in south China. *Forensic Science International*, 179: 11-18.
- WATSON, E. J. G., 2004. *Faunal succession of necrophilous insects associated with high-profile wildlife carcasses in Louisiana*. PhD Thesis. Louisiana State University. pp: 211.
- WELLS, J. D., GREENBERG, B. 1994. Resource use by an introduced and native carrion flies. *Oecologia*, 99: 181-187.
- WENDT, L. D. 2010. New species and new records of *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae) from the Brazilian Amazon Region. *Zootaxa*, 2578: 38-48.
- WENDT, L. D., CARVALHO, C. J. B. 2007. Taxonomia de Fanniidae (Diptera) do sul do Brasil-I: nova espécie e chave de identificação de *Euryomma* Stein. *Revista Brasileira de Entomologia*, 51: 197-204.
- WHITMAN, D. W., RICHARDSON, M. L., 2010. Necrophagy in grasshoppers: *Taeniopoda eques* feeds on mammal carrion. *Journal of Orthoptera Research*, 19 (2): 377-380.
- WILLIAM, K. A., VILLET, M. H. 2014. Morphological identification of *Lucilia sericata*, *Lucilia cuprina* and their hybrids (Diptera, Calliphoridae). *Zookeys*, 240:69-85.
- WOLFF, M., URIBE, A., ORTIZ, A., DUQUE, P. 2001. A preliminary study of forensic entomology in Medellin, Colombia. *Forensic Science International*, 120: 53-59.
- YÉLAMOS, T. 2002. Coleoptera, Histeridae. En: RAMOS, M. A., et al. (Eds.). *Fauna Ibérica*. Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC. Madrid. pp: 411.
- YING, L., YAOQING, C., YADONG, G., LAGABAIYILA, Z., LONGJIANG, L. 2013. Estimation of postmortem interval for a drowning case by using flies (Diptera) in Central-South China: Implications for forensic entomology. *Romanian Society of Legal Medicine*, 21: 293-298.
- ZAHRADNÍK, J. 1990. *Guía de los Coleópteros de España y de Europa*. Ed. Omega, S. A. Barcelona. pp: 570.
- ZANETTI, N. I., VISCIARELLI, E. C., CENTENO, N. D. 2015. Trophic roles of scavenger beetles in relation to decomposition stages and seasons. *Revista Brasileira de Entomologia*, 59: 132-137.
- ZEHNER, R., AMENDT, J., SCHÜTT, S., SAUER, J., KRETTEK, R., POVOLNÝ, D. 2004. Genetic identification of forensically important flesh flies (Diptera: Sarcophagidae). *International Journal of Legal Medicine*, 118: 245-247.
- ZUMPT, F. 1965. *Myiasis in man and animals in the old world*. Butterworth , Co. (Publishers) Ltd. pp: 267.