

**Sucesión de entomofauna cadavérica en
cuerpos de *Sus scrofa* L.,
(cerdo blanco) en un ambiente de bosque**

Tesis de Maestría en Biología

Opción Zoología

Programa de Desarrollo de las Ciencias Básicas

(PEDECIBA)

Lic. Mónica Luján Remedios De León

Directora: Dra. Patricia González Vainer

Sección Entomología

Facultad de Ciencias, UdelaR

Montevideo, 2014

AGRADECIMIENTOS

A Patricia González Vainer, por permitirme trabajar a su lado, por su colaboración en las tareas de campo y por el constante apoyo recibido.

A los miembros del tribunal Dr. Fernando Perez Miles, Dr. Enrique Morelli y Dra. Ana Verdi por sus aportes que enriquecieron la tesis.

Nuevamente quiero agradecerles a Patricia González Vainer, Enrique Morelli y Ana Verdi por abrirme las puertas del laboratorio y permitirme trabajar con total libertad en un cálido ambiente.

A la Msc. María Martínez por la identificación de las especies de Anthomyiidae.

Al Msc. Demían Gómez por la identificación de los ejemplares de Scolytidae.

Al Dr. Fernando Aballay (IADIZA - CONICET, Mendoza) por la identificación de las especies de Fanniidae.

Al Dr. Luciano Patitucci y Dr. Pablo Mulieri por haberme recibido en su laboratorio durante la pasantía realizada en el Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia y haberme capacitado en la identificación de Muscidae y Sarcophagidae.

A mis amigos y compañeros de Entomología Virginia Mourglia, Carolina Jorge, Gabriela Bentancur, Analisa Waller y Manuel Castro por sus valiosos aportes y recomendaciones al trabajo y por todos los almuerzos, salidas y largas charlas compartidas.

A mi familia, GRACIAS por su apoyo incondicional y aliento para seguir adelante.

RESUMEN

En Uruguay, los estudios sobre sucesión de entomofauna cadavérica han sido muy escasos y dispersos, no existiendo datos publicados de los mismos. Más allá de las especies cosmopolitas, hay un vacío en el conocimiento de las especies locales que participan en las distintas etapas de la sucesión de descomposición cadavérica, así como también de las variaciones que pueda presentar la composición de especies bajo las múltiples y distintas condiciones en que se pueda encontrar un cadáver. Los objetivos de este trabajo fueron: realizar un estudio de la sucesión de la entomofauna cadavérica utilizando como modelo el cerdo blanco (*Sus scrofa* L.) en un ambiente de bosque, determinando las especies de insectos, imagos y larvas, que intervienen en la sucesión; definir las especies indicadoras de los distintos estados de descomposición; establecer el tiempo de desarrollo postembrionario, tasas de desarrollo y la variación del tamaño de las larvas de las especies de Calliphoridae a temperatura ambiente. Las principales hipótesis de esta Tesis afirman que: 1) considerando a los cadáveres como microhábitats en los cuales pueden desarrollarse una gran variedad de insectos, el patrón de sucesión de la entomofauna va a ser similar en dos cuerpos a iguales condiciones ambientales; 2) la composición de insectos va a ser diferente en cada etapa de la descomposición y 3) las principales especies indicadoras de las distintas etapas serán dípteros de la familia Calliphoridae y coleópteros de las familias Dermestidae y Cleridae. Para la captura de insectos se utilizaron distintos métodos: trampa Malaise modificada, red entomológica, recolección manual directa y trampas de caída. Se identificaron los insectos imagos e inmaduros recolectados. Se realizaron análisis de similitud (ANOSIM) y dendrograma de similitud, para evaluar el grado de similaridad de la entomofauna entre los dos cuerpos y entre los distintos estados de descomposición y análisis de correspondencia para determinar los insectos asociados a cada estado de descomposición. Se identificaron cinco estados de descomposición: fresco, enfisematoso o hinchado, descomposición activa, descomposición avanzada y restos secos. Se recolectaron 5565 ejemplares de insectos, pertenecientes a cuatro órdenes, 36 familias y 92 morfoespecies. Los órdenes más abundantes fueron Diptera (83%), Coleoptera (10%) e Hymenoptera (7%). Los análisis de similitud revelaron diferencias significativas en la composición de especies entre los distintos estados de descomposición. El análisis de correspondencia reveló que los adultos y las larvas I de *Chrysomya albiceps* (Calliphoridae) se asociaron

estrechamente al estado enfisematoso. Las larvas de tercer estadio de *Chrysomya albiceps*, los imagos de *Ophyra aenescens* (Muscidae), de Sepsidae y del coleóptero Aleocharinae 1 (Staphilinidae) fueron los principales taxa asociados al estado de descomposición activo. La etapa de descomposición avanzada se caracterizó por la presencia de pupas de *Chrysomya. albiceps* y la de restos secos por la presencia de *Anthomyia punctipennis* (Anthomyiidae) y de larvas de *Dermestes maculata* (Dermestidae). Las duraciones del desarrollo postembrionario de huevo a adulto de las especies de dípteros a 28 °C fueron: (14,3 ± 2,71) días para *Chrysomya albiceps*; (13,7 ± 1,57) días para *Lucilia sericata*; (10,7 ± 0,73) días para *Chrysomya megacephala* y (14 ± 0) días para *Chrysomya chloropyga*. Los resultados de este estudio son los primeros conocidos sobre la comunidad sarcosaprófaga para la región sur de Uruguay en verano y servirán para iniciar una base de datos de utilidad para la práctica forense en el país.

LISTA DE CONTENIDOS

AGRADECIMIENTOS.....	ii
RESUMEN.....	iii
LISTA DE CONTENIDOS.....	v
LISTA DE TABLAS.....	vii
LISTA DE FIGURAS.....	viii

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Insectos detritívoros	1
1.2 Sucesión cadavérica	2
1.3 Entomología Forense	8
1.4 Antecedentes de la Entomología Forense	13
1.5 Planteamiento del Problema	14
1.6 Hipótesis	15
1.7 Objetivo General	16
1.7 Objetivos Específicos	16

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Descripción del área de estudio	17
2.2 Modelo biológico	18
2.3 Métodos de captura	19
2.4 Recolección de insectos	21
2.5 Determinación taxonómica	21
2.6 Cría de dípteros	22
2.7 Variación de la longitud larval en el período de estudio	23
2.8 Análisis estadísticos	24

3. RESULTADOS

3.1 Registros climáticos	25
3.2 Estados de descomposición cadavérica	25
3.3 Entomofauna cadavérica	30
3.4 Comparación de la entomofauna recolectada en las trampas de caída	35
3.5 Sucesión de la entomofauna cadavérica	35
3.6 Duración del desarrollo postembrionario de especies de Calliphoridae	45
3.7 Variación de la longitud larval en el período de estudio	47

4. DISCUSIÓN

4.1 Análisis faunístico de los principales grupos taxonómicos	49
4.2 Sucesión de la entomofauna cadavérica y especies indicadoras de los estados de descomposición	54

4.3 Desarrollo postembrionario de especies de Diptera	57
4.4 Especies y estadios de desarrollo potencialmente indicadores de PMI	58
4.5 Perspectivas para el futuro	60

5.BIBLIOGRAFÍA	61
-----------------------------	-----------

6. APÉNDICES

6.1 Apéndice 1	77
6.2 Apéndice 2	79

LISTA DE TABLAS

Tabla 1 Abundancias absolutas (n° de individuos) de los taxa de insectos capturados.....	31
Tabla 2 Analisis de similitud entre los mismos estados de descomposición de ambos cerdos (H1 y H2 = enfisematoso cerdo1 y cerdo 2 respectivamente; AC1 y AC2= descomposicion activa; AV1 y AV2= descomposición avanzada; RS1 y RS2 = restos secos).....	36
Tabla 3 Análisis de similitud entre los diferentes estados de descomposición en ambos cerdos (H1 y H2= enfisematoso cerdo1 y cerdo 2 respectivamente; AC1 y AC2= descomposicion activa; AV1 y AV2= descomposición avanzada; RS1 y RS2 = restos secos).....	36
Tabla 4 Sucesión de las principales especies de insectos asociadas a la descomposición cadavérica en Sus Scrofa (F=fresco; E=enfisematoso; A= adulto; LI= larvas I; LII=larvas II; LIII=larva; III; P= pupa).....	38
Tabla 5 Duración del desarrollo postembrionario de cuatro especies de Calliphoridae a temperatura ambiente (28 ± 4 °C).....	46
Tabla 6 Tasas de desarrollo de los estados del ciclo de las principales especies de Calliphoridae a 28° C ± 4.....	47
Tabla 7 Días/grado acumulados (ADD) de los estados de desarrollo de las principales especies de Calliphoridae a 28° C ± 4.....	47

LISTA DE FIGURAS

Fig.1.a) Ubicación de la ciudad de Pando; b) Ubicación del sitio de estudio.....	17
Fig.2.a) cerdo sobre malla de metal; b) jaula de madera.....	18
Fig.3.a) trampa Malaise modificada; b) frasco con embudo.....	19
Fig.4.a) colecta con red entomológica; b) colecta directa.....	19
Fig.5.a y b) trampas de caída.....	20
Fig.6.a) sobre de aluminio ; b) recipiente contenedor.....	22
Fig.7. Variación de la temperatura ambiental y la precipitación durante el período de estudio (17/II a 2/IV de 2011).....	25
Fig.8. Estados de descomposición: a) fresco; b) enfisematoso; c) descomposición activa d) descomposición avanzada; e) restos secos.....	26
Fig.9. Estado fresco: a) cerdo 1; b) cerdo 2.....	27
Fig.10. Fluidos en los orificios naturales: a) boca; b) ano.....	27
Fig.11. Estado enfisematoso: a) cerdo 1; b) cerdo 2.....	28
Fig.12. Oviposiciones en los cuerpos: a) boca; b) cabeza; c) lomo y abdomen.....	28
Fig.13. Descomposición activa: a) reducción masa corporal; b) piel desprendida.....	29
Fig.14. Descomposición avanzada: a) cerdo 1; b) cerdo 2.....	29
Fig.15. Restos secos: a) cerdo 1; b) cerdo 2.....	30
Fig.16. Abundancias relativas de las principales Familias del Orden Diptera.....	34
Fig.17. Abundancias relativas de las principales Familias del Orden Coleoptera.....	34

Fig.18.Dendrograma de similitud entre los estados de descomposición de ambos cerdos (AC1 y AC2= descomposición activa en los cerdos 1 y 2 respectivamente; AV1 y AV2= descomposición avanzada en los cerdos 1 y 2 ; RS1 y RS2 = restos secos cerdo 1 y 2 y H1 y H2= estado enfisematoso cerdo 1 y 2).....36

Fig.19.Variación de la riqueza de las principales especies de interes forense para los Ordenes Diptera, Coleoptera e Hymenoptera durante el período de estudio (F= fresco; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada y RS= restos secos).....37

Fig.20.Variación de las abundancias de las principales especies de interes forense para los Ordenes Diptera, Coleoptera e Hymenoptera durante el período de estudio (F= fresco; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada y RS= restos secos).....41

Fig.21.Variación de la abundancia de los estados de *Ch. albiceps* (A=adultos; H=huevos; LI=larvas I; LII=larvas II; LIII=larvas III; P= pupas; F= fresco; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada y RS= restos secos).....42

Fig.22.Análisis de correspondencia para larvas y pupas de las Familias Calliphoridae y larvas de Dermestidae (ca-LI = *Ch. albiceps* larvas I; ca-LII = *Ch. albiceps* larvas II; ca-LIII= *Ch. albiceps* larvas III; ca-p= *Ch. albiceps* pupas; dm-L= Dermestidae larvas; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada; RS= restos secos).....43

Fig.23.Análisis de correspondencia para los adultos de las Familias Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae, Fanniidae, Heleomyzidae, Sepsidae, Anthomyiidae y Piophilidae (ca= *Ch. albiceps*; ls =*L. sericata* ; oa= *O. aenescens*; op= *O. paulistanensis*; fs= *F. sanihue* ; fc= *F. canicularis* ; he= *Heleomyzidae 1*;Sepsidae; pc= *P. casei* ; ap: *A. punctipenis*; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada; RS= restos secos).....44

Fig.24.Análisis de correspondencia Orden Coleoptera(all= *Aleocharinae 1*; dm= *D. maculatus* adultos ; ner= *N. rufipes* ; ea= *E. azureus*; DAC=descomposición activa; DAV=descomposición avanzada; RS=restos secos).....45

Fig.25.Variación diaria de la temperatura media ambiental y del tamaño de los estados inmaduros de *Chrysomya albiceps* en: A) cerdo 1 y B) cerdo 2. (L I= larvas I; L II= larvas II; L III= larvas III).....48

Sucesión de entomofauna cadavérica en cuerpos de *Sus scrofa* L., (cerdo blanco) en un ambiente de bosque

1. INTRODUCCIÓN

1.1 Insectos detritívoros

En cualquier medio natural o seminatural existen básicamente cuatro tipos de organismos: productores, consumidores, descomponedores y detritívoros; de su adecuada interacción y actuación dependerá el buen funcionamiento del ecosistema. Los organismos productores son capaces de captar energía y sintetizar materia orgánica a partir de compuestos inorgánicos. La mayor parte del conjunto de organismos productores está constituido por organismos fotosintetizadores como es el caso de los vegetales. Los consumidores son organismos heterótrofos que obtienen su alimento a partir de los organismos productores o bien a partir de otros consumidores. Los organismos descomponedores y detritívoros son los encargados de desintegrar los cuerpos muertos de vegetales y animales. Actúan en todos los niveles reciclando la energía no utilizada por los consumidores y productores, constituyéndose de esta manera el ciclo de energía del que depende la subsistencia de los ecosistemas (Galante & Marcos-García 1997). Los organismos descomponedores son principalmente bacterias y hongos que transforman la materia orgánica en inorgánica a través de procesos químicos. Podemos encontrarlos en todos los hábitats terrestres generalmente en un número muy elevado (Anderson 1972; Begon et al. 1988). Los detritívoros, también llamados organismos saprófagos, se alimentan de materia muerta o de desechos

procedentes de los organismos consumidores o productores (Payne 1965; Nabaglo 1973). Dentro del grupo de los detritívoros, los artrópodos son el componente mayoritario y el que juega el papel más importante durante la fase inicial de descomposición (Galante & Marcos-García 1997; Bentancour et al. 2010; Arnaldos et al. 2011). Los estudios sobre los servicios ecosistémicos brindados por los insectos detritívoros se han centrado, principalmente, en los procesos de descomposición vegetal, dada la importancia que estos tiene en el aporte de nutrientes (Bornemissza 1956). En cambio, las funciones que realizan los insectos, como organismos sarcosaprófagos, encargados de la desintegración de restos animales, pasa en muchos casos inadvertida (González Peña 1997). Para entender los procesos de descomposición y reciclaje de cadáveres se debe tener presente que no solo son una rica fuente de energía, sino un hábitat muy particular que es explotado por una entomofauna muy especializada (Galante & Marcos-García 1997). Un animal muerto experimenta, debido a la acción de los insectos, un proceso de desintegración que lo torna disponible para el ciclo de nutrientes y que finaliza con la incorporación de sus restos al sustrato (Centeno, 2002; Putman 1983). En un ecosistema terrestre sin una fauna de artrópodos capaces de actuar eficazmente en este proceso, acabarán produciéndose graves alteraciones que conducirán a una modificación del mismo y pérdida de biodiversidad (Payne 1965).

1.2 Sucesión cadavérica

Una sucesión es un proceso continuo direccional de colonización y extinción de las poblaciones de especies en un hábitat. Durante este proceso se producen sustituciones seriales de unas poblaciones por otras en una escala de tiempo relativamente breve. Los cadáveres son unidades perfectamente definidas y limitadas en

espacio y tiempo, constituyendo microhábitats efímeros en constante modificación dentro del ecosistema en el que se encuentran. Pasan por una serie de cambios biológicos, químicos y físicos, desde su estado fresco hasta la esqueletización, siendo explotados por microorganismos y animales sarcosaprófagos a lo largo del proceso. Dentro de estos últimos, se destacan los insectos, cuyas especies van colonizando los cadáveres de manera secuencial y predecible. En los diferentes estadios de la descomposición, se asocian determinadas especies de insectos, que aparecen y desaparecen una tras otra, a medida que se agotan ciertos recursos y otros se convierten en disponibles (Putman 1983; Anderson & Vanlaerhoven 1996; Battan et al. 2002).

Mégnin (1894) en su trabajo pionero sobre sucesión cadavérica, distinguió ocho “escuadras” de artrópodos que colonizan los cadáveres. Estas escuadras son atraídas por el cuerpo de una forma selectiva y con un orden preciso, de manera que una determinada población de insectos sobre el cadáver indica el tiempo transcurrido desde el fallecimiento (Magaña 2001). Las escuadras definidas por Mégnin (1894) son:

“Escuadra I”: Los primeros insectos en acudir a un cadáver son los Diptera Calliphoridae y Muscidae que acuden a las pocas horas a depositar sus huevos y cuyas larvas se alimentarán de los tejidos.

“Escuadra II”: Una vez que el cadáver comienza a liberar los olores propios de la descomposición llegan a él los dípteros Sarcophagidae que depositarán sus larvas sobre el cadáver, también necrófagas.

“Escuadra III”: Integrada por coleópteros Dermestidae que son atraídos por la presencia del ácido butírico producto de la descomposición de la grasa. Se alimentan de las mudas y deshechos de las escuadras anteriores, estando presentes hasta la última escuadra.

“Escuadra IV”: Esta etapa se caracteriza por la presencia de especies de dípteros de los géneros *Phiophila* y *Fannia* y de coleópteros Cleridae del género *Necrobia* (*N. rufipes* y

N. ruficollis). Estos últimos son predadores de las larvas de dípteros. Son atraídos por la fermentación caseica de los restos proteicos.

“Escuadra V”: Se caracteriza por el comienzo de la fermentación amoniacal. Durante este periodo acuden al cadáver los últimos grupos de dípteros necrófagos del género *Ophyra* (Muscidae) y coleópteros Staphylinidae e Histeridae (predadores de larvas de dípteros).

“Escuadra VI”: Se caracteriza por una importante presencia de ácaros de diferentes especies.

“Escuadra VII”: en esta etapa aparecen especies de coleópteros necrófagos del género *Dermestes* (Dermestidae). Las larvas de estas especies se alimentan de sustancias con alto contenido proteico (cuero, lana, plumas). También se encuentran coleópteros predadores de los géneros *Attagenus* y *Philontus* (Staphilinidae) entre otros.

“Escuadra VIII”: Corresponde al segundo y tercer año después de la muerte, sólo quedan unos pocos restos orgánicos. Las especies de coleópteros característicos de esta etapa son necrófagas, pertenecientes a la familia Trogidae.

Mégnin (1894) se basó principalmente en los dípteros y coleópteros ya que son los grupos más representativos en el proceso de sucesión cadavérica. Estudios posteriores y más recientes sobre sucesiones en cadáveres han revelado que: las ocho “escuadras” de Mégnin no son tan definidas. Además de dípteros y coleópteros otros grupos de insectos participan activamente en la descomposición. Diversos autores han establecido nuevas clasificaciones sobre la entomofauna cadavérica, incorporando órdenes de insectos anteriormente desestimados en el proceso de sucesión (Flores 2009). Una de las clasificaciones más utilizadas (Leclercq 1978 actualizada por Goff 1993) agrupa los insectos que acuden a un cadáver en base a su alimentación dividiéndolos en:

- Especies necrófagas: Se alimentan del cadáver. Incluye principalmente dípteros y coleópteros.
- Especies necrófilas: Es el segundo grupo más significativo. Incluye himenópteros (parásitos de larvas y de puparios de dípteros) y coleópteros que se alimentan de las especies necrófagas
- Especies omnívoras: Esta categoría incluyen algunos coleópteros, hormigas y avispas que se alimentan de tejidos muertos, de insectos necrófagos o ambos
- Especies oportunistas: Son especies que utilizan el cadáver como una extensión de su hábitat natural (colémbolos, crustáceos, arañas)

Dentro del grupo de insectos necrófagos, el orden Diptera es el principal representante y las familias Calliphoridae, Sarcophagidae y Muscidae son las más importantes (Kitching et al. 2004; Carvalho & Mello-Patiu 2008; Amendt et al. 2010; Aballay et al. 2011; Vasconcelos & Araujo 2012). Son las primeras en llegar y las más comunes en la descomposición de cadáveres tanto su etapa larval como adulta. Hay también otras familias asociadas al proceso de descomposición como lo son Fanniidae, Piophilidae, Phoridae, Sepsidae y Drosophilidae (Flores 2009).

El segundo orden de importancia y el más rico en número de especies que acuden a un cuerpo en descomposición es Coleoptera (De Souza & Linhares 1997; Flores 2009). Los depredadores Staphylinidae y Carabidae arriban al cuerpo desde las primeras etapas de la descomposición y perduran en éste hasta el final del proceso. Los coleópteros Histeridae permanecen durante las primeras etapas de la descomposición alimentándose de larvas de dípteros, mientras que Silphidae llega más tarde y perduran hasta el final de la descomposición (Flores 2009). De acuerdo a Gullan & Cranston (1994) Cleridae y Dermestidae son las familias más comunes en los restos humanos; los cléridos están presentes en las primeras etapas de la descomposición mientras que los

derméstidos se encuentran al final. Las especies de Trogidae son las más eficientes en la remoción de materia orgánica y se observan también al final del proceso de descomposición (Rosano & Deloya 2002)

Dentro del orden Hymenoptera varias de las especies juegan un papel muy importante en la descomposición de cadáveres ya que son depredadoras de huevos y larvas retrasando así los procesos de descomposición; otras son parasitoides de larvas y pupas de dípteros y coleópteros (Martínez et al. 2002).

Factores bióticos y abióticos influyen sobre el proceso y sobre las distintas especies de insectos que llegan al cadáver, pudiendo haber variaciones en los patrones sucesionales (García Rojo 2004; Liria Salazar 2006; Aballay et al. 2008; Martínez et al. 2009; Battán et al. 2010; Chávez et al. 2012). Los factores abióticos de mayor relevancia son:

a. Temperatura: Es el factor con mayor incidencia en la descomposición. A bajas temperaturas el crecimiento bacteriano disminuye y el proceso de la descomposición se enlentece o incluso puede cesar. Cuando se evalúa el efecto de la temperatura también hay que considerar el efecto del sol. La exposición al sol aumenta la temperatura, la pérdida de biomasa es mayor y la descomposición es más rápida. La actividad de los insectos disminuye a bajas temperaturas y se reanuda cuando se produce un aumento de temperatura por encima del umbral de actividad de cada especie. Los dípteros pueden llegar al cadáver e incluso poner huevos a temperaturas entre los 5°C a 12°C pero por debajo de 0°C los huevos y larvas mueren. Sin embargo, las larvas situadas dentro de las cavidades del cuerpo pueden continuar alimentándose y desarrollándose normalmente. Esto se debe a que las larvas, cuando se encuentran en gran número, generan su propio calor metabólico.

- b. Humedad: el grado de humedad ambiental también afecta el desarrollo de la descomposición de un cuerpo. El aumento en la humedad influye sobre la actividad de los dípteros. En zonas áridas, los restos desecados y momificados muestran muy poca destrucción por parte de los insectos.
- c. Precipitaciones: Las precipitaciones no parecen influir en la actividad de las larvas, las cuales migran debajo del cuerpo donde pueden seguir alimentándose. Sin embargo, la actividad de los dípteros adultos durante las precipitaciones se puede ver reducida e incluso cesar y se reanuda una vez finalizadas.

Los factores bióticos más importantes son:

- a. La distribución espacio-temporal de las especies. Se considera uno de los factores más influyentes en la biología de los insectos. La región biogeográfica define el hábitat, la vegetación, tipo de suelo y las condiciones meteorológicas del área. Las especies presentes en un cadáver en cualquier hábitat serán, especies de amplia distribución geográfica así como especies exclusivas de ese hábitat (Anderson 1982; Goff et al. 2004;). La fauna de insectos presentes en un cadáver puede variar según la estación del año o la latitud, entre otros factores. Incluso en una misma localidad, la fauna puede cambiar completamente de un año a otro por causa de reforestación, deforestación, urbanización, entre otros motivos. Las especies cosmopolitas pueden presentar preferencia por unos hábitats y eludir otros, a pesar de su distribución universal. Por ello, resulta fundamental contar con un conocimiento amplio de la fauna de insectos de cada región biogeográfica (Katakura & Ueno 1985; Garcia et al. 2004)
- b. Actividad de vertebrados carroñeros: es otro factor que más altera el proceso de descomposición. Algunos de los vertebrados carroñeros (zorros, lobos, perros, buitres etc.) suelen alimentarse de los tejidos blandos del cadáver, preferentemente de la

cabeza y extremidades, reduciendo la cantidad de tejido disponible para los insectos necrófagos. Esto disminuye el número de especies y de individuos que colonizan los restos, estableciéndose una competencia entre los vertebrados y los artrópodos por los cadáveres como fuente de alimento.

c. Heridas en el cuerpo: Un cadáver con heridas se descompone más rápido que uno intacto ya que la presencia de estas aumenta los lugares de puesta para los dípteros y consecuentemente la velocidad de descomposición (Arnaldos et al. 2011).

d. Acceso de los insectos al cuerpo: El patrón de sucesión y el tiempo de descomposición van a estar determinados por el acceso de los insectos al cuerpo. Si un cadáver está dispuesto en un lugar de difícil acceso para los insectos estos procesos sufrirán alteraciones. En relación a esto, los cuerpos que permanecen en la superficie del suelo tienden a descomponerse mucho más rápido que aquellos que se encuentran enterrados (Arnaldos et al. 2011).

1.3 Entomología Forense

Diversos autores definen a la Entomología Médico- Legal o Forense como el estudio de los insectos asociados a un cadáver (Reed 1958; Catts & Goff 1992; Anderson 1997; Livia Salazar 2006; Gómez-Gómez et al. 2007; Martínez et al. 2009). Uno de sus principales objetivos es establecer el momento de la muerte mediante la estimación del intervalo post-mortem (IPM o PMI en inglés) estimando los tiempos probables máximo y mínimo desde la muerte hasta el descubrimiento del cadáver (Calderón et al. 2005). Generalmente la estimación del tiempo de muerte es a través de la observación y medición de parámetros como la temperatura del cuerpo, la flacidez muscular y el tono de la piel, entre otros (Smith 1986; Byrd & Castner 2001). Sin

embargo, cuando alguna de estas características no se puede medir debido a las condiciones del cuerpo, la evidencia entomológica adquiere un papel importante para poder determinar el PMI. Además permite determinar las circunstancias del deceso, movimiento o transporte del cuerpo, detección de traumas anteriores a la muerte, presencia de remanentes de drogas o tóxicos, entre otros, tanto en estados tempranos y tardíos de la descomposición (Smith 1986; Centeno et al. 2002; Battan et al. 2010). La estimación del PMI se puede realizar en base a la sucesión de artrópodos durante el proceso de descomposición o mediante el análisis de la edad y tasa de crecimiento larval, particularmente de dípteros (Pérez et al. 2005; Tabor et al. 2005; Ferreira Kruger et al. 2011).

El análisis de la entomofauna cadavérica presente en el momento del hallazgo del cuerpo puede brindar información acerca de la etapa de descomposición en que se encuentra el cadáver. En la actualidad la ciencia forense reconoce y acepta cinco estados en el proceso de descomposición de un cadáver (Smith 1986; Early & Goff 1986; Goff et al 2004; Flores 2009). Estos son: estado fresco o cromático, hinchado o enfisematoso, descomposición activa o colicuativa, descomposición avanzada y restos secos o esqueletización, cada uno de ellos caracterizado por una entomofauna particular (Magaña 2001; Calabuig & Villanueva 2004).

- a. Estado fresco o cromático. Se aprecia en el cuerpo una mancha verde abdominal en la fosa ilíaca derecha, debido a la acción de los coliformes y clostridios que descomponen la hemoglobina en compuestos azufrados de color verde que tiñen la piel (Flores 2009).

Los primeros insectos en llegar al cadáver son las moscas Calliphoridae

Sarcophagidae. Las hembras adultas depositan sus huevos o larvas, según la especie, alrededor de las aberturas naturales (ojos, nariz, boca, orejas y región anogenital) y con frecuencia también se alimentan de él. Estos grupos pueden ser los más significativos

para estimar el intervalo post mortem en el primer estadio de la descomposición.

- b. Estado enfisematoso. Se caracteriza por la producción de una gran cantidad de gases derivados del metabolismo de bacterias descomponedoras . La cabeza, los párpados y los genitales se hinchan, el abdomen se distiende y la red venosa adquiere una coloración verdosa (Simonin 1980). La temperatura interna aumenta por el efecto combinado de la descomposición bacteriana y el metabolismo de las larvas de los dípteros características en este estado. Los fluidos producto de la descomposición bacteriana y el metabolismo larval salen por las aberturas naturales del cuerpo y se precipitan al suelo provocando una alcalinización entorno al cadáver haciendo que la fauna edáfica normal desaparezca.
- c. Descomposición activa. En esta etapa el tejido blando y los órganos del cadáver se licúan y reblandecen (Calabuig & Villanueva 2004). Predominan aún las larvas de dípteros formando grandes masas que se alimentan de los tejidos blandos del cuerpo. Hacia el final de la descomposición activa la gran mayoría de los Calliphoridae y los Sarcophagidae han completado su desarrollo abandonando el cadáver para pupar.
- d. Descomposición avanzada. Conforme los restos se van reduciendo a piel, cartílago y huesos, algunas especies de coleópteros pasan a ser las predominantes en lugar de los dípteros.
- e. Restos secos. Este estado se alcanza cuando solo quedan pelo y hueso. No aparecen insectos claramente asociados y se produce una vuelta gradual de la fauna edáfica normal del lugar donde se encuentran los restos. No existe un momento final definido para esta fase.

El uso de la entomofauna cadavérica para estimar el PMI requiere del conocimiento de las especies involucradas en el proceso de descomposición y de sus ciclos de vida, así como de su relación con los distintos estados de la descomposición (Goff 1983; Goff et al. 2004).

Otro método para estimar el PMI utilizado por la Entomología Forense, es el análisis del tiempo de desarrollo y de la tasa de crecimiento de las larvas, en particular de Diptera. El desarrollo de las larvas tarda varios días dependiendo de la especie, de las condiciones ambientales y del número de larvas presentes (Hagstrum & Leach 1972). Dentro de la Entomología Forense existe una línea de investigación que se enfoca en dos aspectos: el estudio de los ciclos de vida de los dípteros sarcosaprófagos en condiciones controladas y en las variaciones de tamaño de las larvas sometidas a distintas temperaturas constantes. Estos datos pueden representarse gráficamente y obtener las denominadas isomegalen-diagramas, por medio de las cuales es posible determinar la edad de las larvas a partir de su longitud a temperaturas determinadas (Anderson 1997). La isomegalen-diagrama de una especie en particular, permite comparar el tamaño de la larva encontrada en un cuerpo con la tasa de crecimiento de la misma larva criada experimentalmente, a la misma temperatura promedio en la cual en cuerpo fue encontrado (Introna et al. 1989). De esta manera es posible determinar la edad de la larva (en horas o días) presente en un cadáver y determinar el PMI mínimo. Sin embargo, las temperaturas ambientales no son constantes y ha sido demostrado que las fluctuaciones de la temperatura tienen un gran efecto sobre el desarrollo larval. Por lo tanto, es necesario conocer las variaciones del tamaño larval de las especies involucradas en la descomposición, bajo las mismas condiciones de temperatura en que el cadáver ha sido encontrado (Introna et al. 1989). El tiempo de duración del desarrollo postembrionario de las diferentes especies de dípteros, a distintas temperaturas, también es un dato base importante (Byrd & Castner 2010). El entomólogo forense debe recolectar las larvas presentes en el cadáver y proceder a fijar una muestra y otras acondicionarlas adecuadamente para su cría. Al determinar el tiempo necesario para completar su desarrollo, se puede estimar el tiempo que la larva tenía sobre el cadáver y

cuándo fueron puestos los huevos; si se cuenta previamente con los datos de la duración del desarrollo de los distintos estados a la misma temperatura promedio en que se encontraba el cadáver (Byrd & Castner 2010). Dado que el desarrollo de los estados inmaduros es termo-dependiente, el PMI es normalmente calculado en base al modelo de días u horas grado, o calor acumulado (ADD/ADH). El calor acumulado es una combinación de la temperatura por encima de la temperatura umbral mínima de desarrollo multiplicada por el tiempo; se mide en unidades llamadas días-grado ($^{\circ}\text{D}$) (u horas-grado, $^{\circ}\text{hr}$). Se calcula de acuerdo a la siguiente fórmula: $\text{ADD} = D (T_m - T_{\text{mín}})$, donde ADD = días grado ($^{\circ}\text{D}$), D = tiempo de desarrollo (días), T_m = temperatura ambiente promedio o experimental ($^{\circ}\text{C}$) y $T_{\text{mín}}$ = temperatura umbral mínima de desarrollo ($^{\circ}\text{C}$) (Higley and Haskell 2010). Cada especie de insecto requiere de un cierto valor de días-grado para completar cada etapa de su desarrollo. Esta cantidad de energía calórica requerida por la especie es constante para la misma, porque a medida que la temperatura aumenta el tiempo de desarrollo es más corto y viceversa. El conocimiento del calor acumulado requerido por una especie para completar sus estados de desarrollo, permite calcular el tiempo que le ha llevado a un determinado estado inmaduro, encontrado en un cadáver, alcanzar dicho estado, y por lo tanto, estimar un PMI mínimo. De ahí la importancia de conocer los ADD de cada estado del ciclo de las especies de interés forense.

Por otra parte las larvas de dípteros recogidas en un cadáver pueden, a través de análisis específicos de su contenido gastrointestinal, reflejar la presencia de opiáceos, toxinas u otras drogas presentes en el cadáver, lo cual permite revelar posibles causas de muerte (Oliveira-Costa 2011).

1.4 Antecedentes de la Entomología Forense

El primer documento escrito que detalla un caso criminal resuelto aplicando datos de insectos, es del siglo XIII, un manual de Medicina Legal Chino (Magaña 2001; Martínez et al. 2006; Flores 2009). Sin embargo, no fue hasta 1850 cuando Bergeret, médico francés, comenzó a utilizar la entomología como apoyo a la medicina legal, determinando el tiempo transcurrido de muerte de una persona basándose en las larvas de dípteros halladas en su cuerpo. Aunque sus resultados no fueron del todo correctos, sentó las bases de lo que sería la Entomología Forense (Ciminari et al. 2007). En 1894, Pierre Mégnin (citado por Magaña 2001) realiza el primer estudio metódico que describe la secuencia de descomposición cadavérica y asocia los estados de descomposición con las distintas oleadas de insectos que llegan a un cadáver, de ahí que se le considere el fundador de la Entomología Forense moderna (Magaña 2001; Flores 2009). Desde entonces, los estudios sobre la entomofauna cadavérica se han incrementando en varias regiones del mundo para determinar la composición de especies y sus patrones sucesionales (Payne 1965; Smith 1986; Anderson & Vanlaerhoven 1996; Marchenko 2001; Battan et al. 2002; Schroeder et al. 2003; Mavarez et al. 2005; Tabor et al. 2005; Flores 2009). Se han empleado una gran variedad de modelos animales como pollos (Martínez et al. 2002), ratones (Moura & De Carvalho 1997; Belltran & Villa Navarro, 2011), conejos (Denno & Cothran 1976) y hasta elefantes (Coe 1978). Sin embargo, actualmente, se ha generalizado la utilización del cerdo (*Sus scrofa* L.) como modelo aproximativo debido a que es el animal que presenta más semejanzas en el proceso de putrefacción con respecto a lo que sucede en cadáveres humanos (García-Rojo 2004). Por este motivo, han surgido las llamadas “granjas”, espacios asociados a centros de investigación donde los cerdos son muertos

aplicando distintos mecanismos y sus cuerpos son sometidos a diferentes condiciones ambientales: enterrados, expuestos al sol, a la sombra, encerrados etc. De esta manera se pueden comparar con situaciones posibles de hallazgos de cadáveres humanos (Oliveira-Costa 2011). En algunos países como Estados Unidos o España se ha llegado a un nivel de experimentación más avanzado y real utilizando como modelo cadáveres humanos cuyos cuerpos han sido donados para este fin (Arnaldos et al. 2011). En la actualidad la Entomología Forense es considerada una herramienta científica relacionada en gran medida con los campos de la Entomología Médica, la Antropología y la Patología Forense (Flores 2009; Beltrán & Villa Navarro 2011).

1.5 Planteamiento del problema

Para que la Entomología Forense pueda ser una herramienta de apoyo a las disciplinas legales, es esencial disponer de un profundo conocimiento de la taxonomía, fisiología y ecología de los artrópodos de interés forense. En Uruguay, los estudios sobre sucesión de entomofauna cadavérica han sido muy escasos y dispersos, no existiendo datos publicados de los mismos. Más allá de las especies cosmopolitas, hay un vacío en el conocimiento de las especies locales que participan en las distintas etapas de la sucesión de descomposición cadavérica, así como también de las variaciones que pueda presentar la composición de especies bajo las múltiples y distintas condiciones en que se pueda encontrar un cadáver (Savage et al. 2011).

Por otra parte, en relación a los estudios sobre el tiempo de desarrollo y tasas de crecimiento larval con aplicación en la Entomología Forense, los mismos sólo se han realizado para algunas especies y bajo condiciones controladas a determinadas temperaturas constantes (Byrd & Castner 2001, Velez & Reiter 2001, Velez & Wolf

2008). Sin embargo, en condiciones naturales, las fluctuaciones de temperatura tienen un gran efecto sobre el tiempo de desarrollo y las tasas de crecimiento larval (Introna et al. 1989). Por lo tanto, para poder extrapolar los resultados de los estudios a casos reales para determinación del PMI, lo ideal es la experimentación bajo condiciones naturales (Velez & Wolf 2008). Este trabajo plantea estudiar la sucesión de la entomofauna cadavérica en *Sus scrofa* L. en un ambiente de bosque en Uruguay, así como también estudiar el desarrollo larval de las principales especies de Diptera involucradas, en condiciones ambientales.

HIPÓTESIS

- (1) Las distintas etapas de la descomposición cadavérica están caracterizadas por una entomofauna particular.
- (2) El patrón de sucesión de la entomofauna va a ser similar en dos cuerpos de *Sus scrofa* a iguales condiciones ambientales.
- (3) Las principales especies indicadoras de las distintas etapas de descomposición serán dípteros de la familia Calliphoridae y coleópteros de las familias Dermestidae y Cleridae.
- (4) El tiempo y tasas de desarrollo larval de las distintas especies de Diptera en condiciones ambientales serán diferentes de aquellas determinadas bajo condiciones controladas
- (5) Es posible determinar la edad de las larvas de Diptera a partir de su longitud, siendo este carácter indicador de PMI

OBJETIVO GENERAL

Establecer la sucesión de la entomofauna cadavérica en cerdo blanco (*Sus scrofa* L.) en un ambiente de bosque en verano en Uruguay.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- (1) Determinar las especies de insectos, imagos y larvas, que intervienen en la sucesión
- (2) Definir las especies indicadoras de los distintos estados de descomposición
- (3) Establecer el tiempo de desarrollo postembrionario y la variación del tamaño de las larvas de las especies de Calliphoridae a temperatura ambiente

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1 Descripción del área de estudio

El estudio se llevó a cabo en una área semirural de la ciudad de Pando en el departamento de Canelones (34°42'37,45''S y 55°58'24,27''O) (Fig.1). La vegetación de la zona está compuesta principalmente por árboles y arbustos nativos *Rapanea ferruginea* (canelón), *Schinus molle* (anacaguita), *Acacia caven* (aromo), *Salix humboldtiana* (sauce criollo), *Ocotea acutifolia* (laurel), *Eugenia uniflora* (pitanga), *Dodonaea viscosa* (chilca), *Colletia paradoxa* (espina de la cruz), *Passiflora coerulea* (mburucuyá) y gramíneas que se utilizan estacionalmente para la alimentación de ganado vacuno. El sitio de muestreo seleccionado fue un predio de 5 hectáreas donde el uso del suelo es principalmente para el cultivo de árboles de *Eucalyptus sp.*. El clima es templado con una temperatura media anual de 16 °C y una precipitación media anual de 1000 mm.

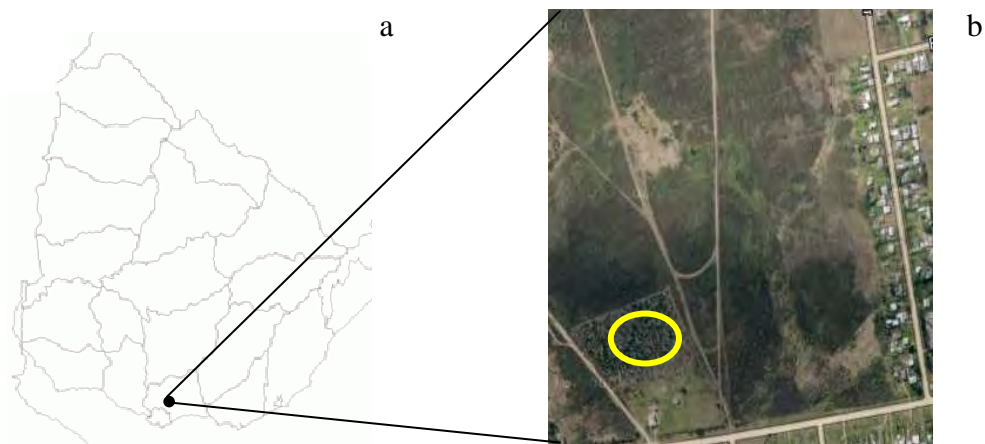


Fig.1: a) Ubicación de la ciudad de Pando; b) Ubicación del sitio de estudio

2.2 Modelo biológico

Se emplearon como modelo dos ejemplares de cerdo blanco (*Sus scrofa* L.) de 16 Kg. cada uno. Se optó por el cerdo como objeto de estudio por ser uno de los modelos más recomendados por sus características biológicas (piel, órganos etc.) extrapolables al hombre (Rodríguez & Bass 1983; Catts & Goff 1992; Vásquez 1996; Anderson & VanLaerhoven 2007). Los ejemplares fueron adquiridos en un criadero local y sacrificados por el productor. Luego del deceso se colocaron en bolsas para evitar que fueran colonizados por dípteros antes del inicio del experimento, inmediatamente después fueron trasladados hasta el sitio de estudio. Una vez en el lugar los cuerpos fueron colocados en posición lateral sobre mallas de metal de 1m x 1m, con trama de 1 cm para facilitar su posterior movimiento (Fig. 2 a). Sobre ambos cerdos se colocaron jaulas de madera de 1m x 1 m x 1m, con un revestimiento de tejido hexagonal de 3 cm de abertura que protegían a los cuerpos de la acción de animales carroñeros (Fig. 2 b). Toda la estructura fue fijada al suelo por medio de estacas para evitar su desplazamiento. Ambos cuerpos se colocaron en las mismas condiciones ambientales (sobre suelo de tierra y expuestos al sol la mayor parte del día) y a 100 metros de distancia entre sí.



Fig.2: a) cerdo sobre malla de metal; b) jaula de madera

2.3 Métodos de captura

Para la captura de insectos adultos se utilizó una trampa Malaise (Townes 1962) modificada (Fig. 3a) la cual consistió en una estructura piramidal de alambre revestida con tul y en cuya parte superior se le adaptó un frasco de vidrio invertido con un embudo en su interior que permitía el ingreso de los insectos e impedía su salida (Fig. 3 b). Dicha trampa se colocó dentro de la jaula cubriendo el cuerpo. Este diseño de trampa fue utilizado en estudios similares de sucesión (Castillo 2002; Flores 2009; Pinto et al. 2010; Aballay et al. 2011)



Fig.3: a) trampa Malaise modificada; b) frasco con embudo

Además de la trampa Malaise se empleó la red entomológica (Fig. 4 a) y se realizó recolección manual directa (Fig.4 b).

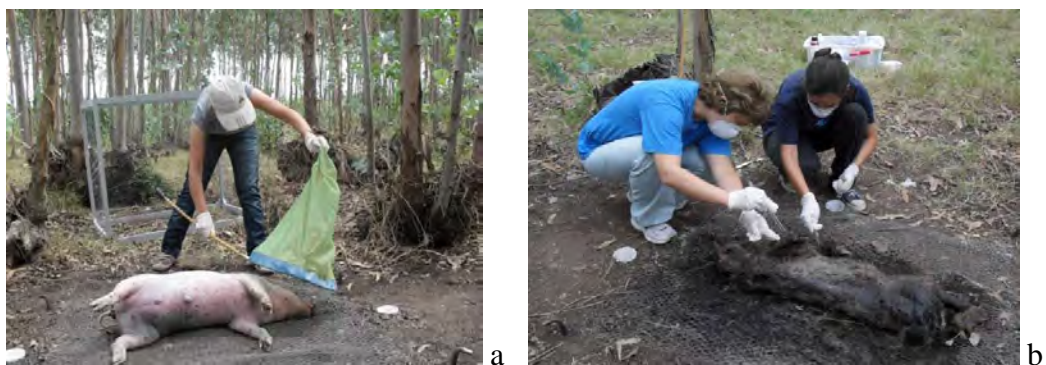


Fig. 4: a) colecta con red entomológica; b) colecta directa.

La trampa Malaise y la red entomológica se aplicaron para recolectar insectos voladores, principalmente dípteros adultos. Para la red entomológica se realizaron tres pasadas por día en cada cerdo. La recolección manual directa se empleó para la recolección de huevos, larvas y otros insectos presentes sobre y debajo de los cuerpos, aplicándose durante 10 minutos de tiempo cada vez. Todos los imagos recolectados fueron sacrificados en acetato de etilo y conservados en seco en sobres de papel. Las larvas recolectadas fueron fijadas en agua caliente (80°C) y conservadas en alcohol 70%. Los huevos recolectados fueron acondicionados a temperatura ambiente para completar el desarrollo postembrionario con dos propósitos: obtener los imagos para la identificación de las especies que ovipusieron, y establecer el tiempo de desarrollo embrionario de cada una de ellas.

Por otra parte, se colocaron ocho trampas de caída enterradas a ras del suelo: cuatro inmediatamente alrededor de la jaula, las cuales recolectaron básicamente ejemplares que se dirigían a los cuerpos o provenían de los mismos; las cuatro trampas restantes se colocaron a tres metros, las cuales fueron consideradas trampas control de la entomofauna del suelo común del lugar (Fig.5 a y b). Se empleó formol al 10% como preservante en el interior de las trampas. Posteriormente los ejemplares se conservaron en alcohol 70%.

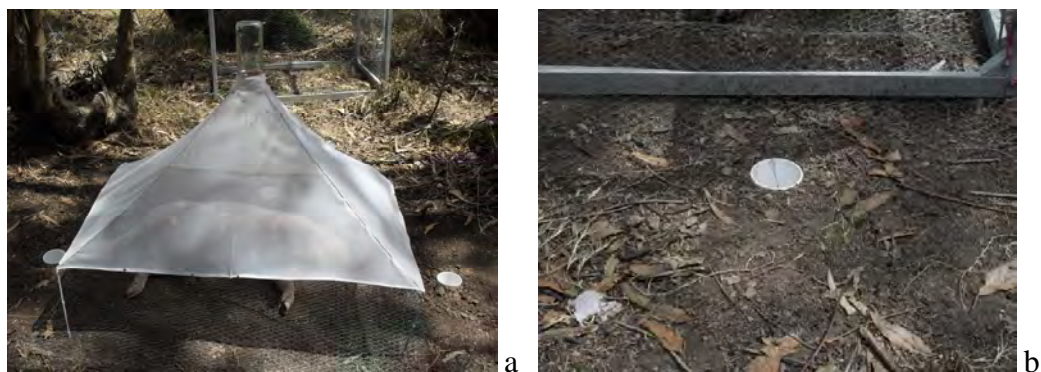


Fig. 5: a y b) trampas de caída

2.4 Recolección de insectos

Los muestreos se realizaron del 17 de febrero al 4 de abril de 2011, efectuando la recolección a las 14:00 horas durante los 47 días. Ésta se realizó diariamente los primeros 26 días. A medida que la actividad de los insectos disminuía los muestreos se fueron espaciando temporalmente a día por medio y finalmente una vez por semana. Los muestreos se deben ir espaciando con el correr del tiempo, considerando que los animales muertos son ecosistemas complejos, cuyo proceso de descomposición ocurre a una velocidad no necesariamente uniforme (Tabor et al. 2004). Por lo tanto el tiempo que dure la recolección de material y los intervalos de tiempo que se establecen para capturar, depende de la velocidad con que se descompone el cadáver (Flores 2009). Para asociar la entomofauna con el proceso de descomposición, se tuvieron en cuenta los fenómenos cadavéricos descritos por Smith (1986) que define 5 estados: fresco, enfisematoso, descomposición activa, avanzada y restos secos. Se registraron los datos diarios de temperatura máxima y mínima (°C) y pluviométricos durante el periodo de estudio.

2.5 Determinación taxonómica.

Para la determinación taxonómica hasta el nivel de especie se emplearon las claves de Patitucci et al. (2013); Mulieri et al. (2010); Patitucci et al. (2010); Buenaventura et al. (2009); Florez & Wolff (2009); Amat et al. (2008); Nihei & Domínguez (2008); Borrer et al. (2002); Oliva (2002); Smith (1986) y Mariluis & Peris (1984) para Diptera y Aballay et al. (2013); Almeida & Mise (2009) y White (1983) para Coleoptera. La determinación de las larvas de Calliphoridae de los esatdios I y II se realizó mediante la comparación de los esqueletos cefalofaríngeos descritos para

diferentes especies (Smith 1986). Representantes de todas las especies fueron depositados en la Colección de Entomología de la Facultad de Ciencias

2.6 Cría de dípteros

Las masas de huevos de dípteros recolectadas en los cadáveres se acondicionaron para completar el desarrollo postembrionario, con el fin de identificar las especies de moscas que oviponen en los cadáveres y para determinar: la duración de los estados postembrionarios, la tasa de desarrollo a temperatura ambiente y los días/grado acumulados de las principales especies. Este conocimiento permitirá, a la hora de recolectar muestras (larvas) en un cadáver expuesto a condiciones ambientales similares a las de este estudio, estimar el tiempo de desarrollo que tiene la larva y estimar el tiempo en que los huevos fueron depositados sobre el cuerpo (Byrd & Castner 2010). Los huevos fueron colocados dentro de sobres de papel aluminio con el extremo superior abierto junto a una pequeña porción de carne vacuna fresca como fuente de nutrición y humedad para las futuras larvas (Fig.6 a) (Estrada et al. 2009). Los sobres se acondicionaron en el interior de recipientes de plástico conteniendo 5 cm de arena como sustrato de pupación para las larvas y cubiertos por tul, a temperatura ambiente (Fig. 6 b).

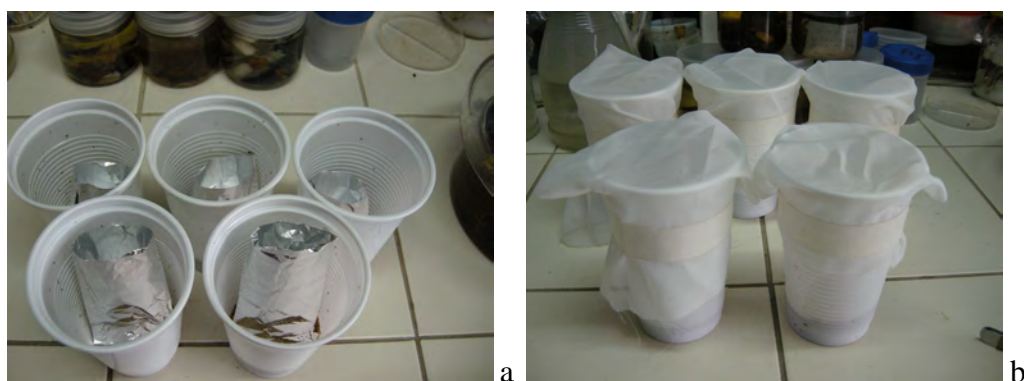


Fig.6: a) sobre de aluminio ; b) recipiente contenedor

Las tasas de desarrollo (TD) fueron medidas para cada estado del ciclo de vida mediante el inverso del tiempo de desarrollo ($TD = 1/\text{días}$). Para el cálculo de los días/grado acumulados, se aplicó la siguiente fórmula: $ADD = D (T_m - T_{\text{mín}})$ donde $ADD = \text{días grado } (^{\circ}\text{D})$, $D = \text{tiempo de desarrollo (días)}$, $T_m = \text{temperatura ambiente o experimental } (^{\circ}\text{C})$ y $T_{\text{mín}} = \text{temperatura umbral mínima } (^{\circ}\text{C})$ (Higley & Haskell 2010). La temperatura umbral mínima ($T_{\text{mín}}$) para cada estado de vida de las especies fue obtenida de estudios previos. Como la $T_{\text{mín}}$ varía entre los estudios, se utilizó un valor promedio cuando hay más de un dato disponible. Las $T_{\text{mín}}$ promedio estimadas de los distintos estados de *Chrysomya albiceps* fueron, de acuerdo con Marchenko (1988), Queiroz (1996), Grassberger et al. (2003), y Richards et al. (2009): huevo (9.72°C), larva (12.93°C), pupa (12.55°C), y huevo - adulto (11.73°C). La estimación promedio de la $T_{\text{mín}}$ para *Lucilia sericata* fue, de huevo a adulto, 9.5°C (Marchenko 2001; Reibe et al. 2010; Niederegger et al. 2010). Para *Chrysomya megacephala* la $T_{\text{mín}}$ considerada de huevo a adulto fue 10°C de acuerdo con Wells & Kurahashi (1994) y para *Chrysomya chloropyga* la temperatura mínima umbral de huevo a adulto utilizada fue 10.9°C de acuerdo con Richards et al. (2009).

2.7 Variación de la longitud larval en el período de estudio

Para determinar la variación de la longitud de las larvas a temperatura ambiente, se registró la longitud de larvas y pupas de Diptera recolectadas diariamente de los cuerpos (después de ser fijadas), y se relacionó con el tiempo transcurrido.

2.8 Análisis estadísticos.

Se realizaron análisis de similitud (ANOSIM) y dendrograma de similitud en base al Índice de Bray-Curtis, para evaluar el grado de similitud de la entomofauna entre los distintos estados de descomposición de cada cuerpo y entre estados similares de ambos cuerpos. Se realizaron análisis de correspondencia, con el fin de determinar los insectos asociados a cada estado de descomposición. Previo al análisis de correspondencia se realizaron pruebas de independencia (Chi^2) entre especies y estados. Los insectos imagos y los estados inmaduros se analizaron separadamente.

3. RESULTADOS

3.1 Registros climáticos.

En la Fig. 7 se registra la variación de la temperatura ambiental y de las precipitaciones en el período de estudio (17/II a 2/IV de 2011). La temperatura promedio fue de $28 \pm 4^\circ\text{C}$ registrándose una temperatura máxima de 37°C y una mínima de 7°C . La humedad relativa promedio fue del 54 % y la precipitación promedio de 2 mm.

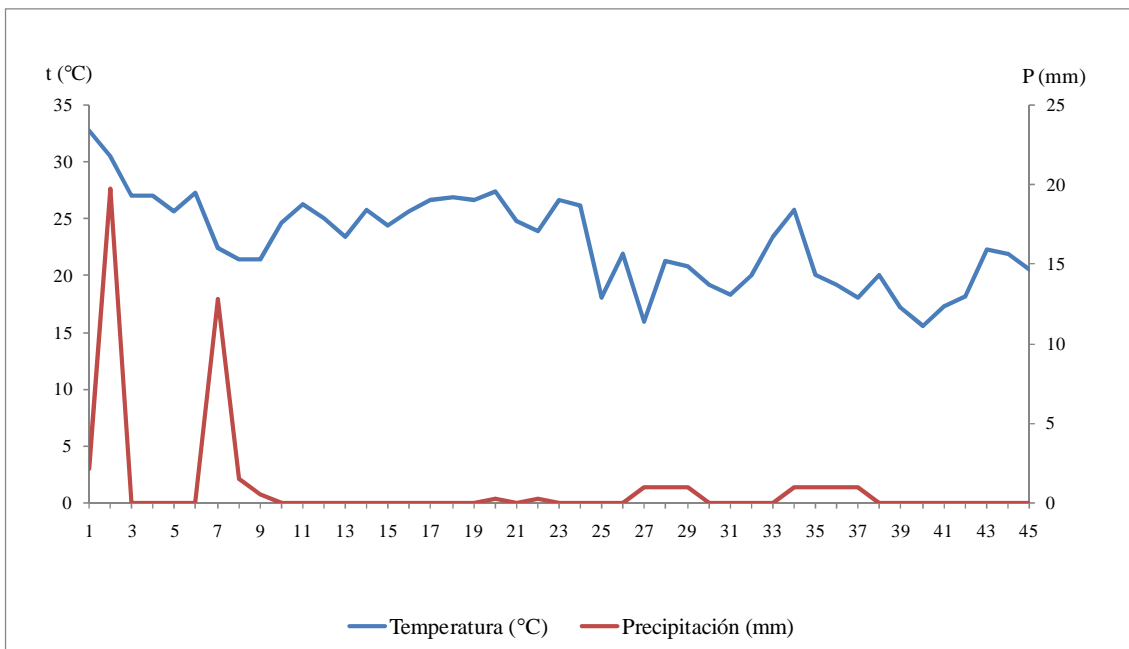


Fig.7.Variación de la temperatura ambiental y la precipitación durante el período de estudio (17/II a 2/IV de 2011).

3.2 Estados de descomposición cadavérica.

En base a los cambios físicos observados en los cadáveres, se reconocieron cinco estados de descomposición: fresco, enfisematoso (hinchado), descomposición activa, descomposición avanzada y restos secos (Fig.8).



Fig. 8. Estados de descomposición: a) fresco; b) enfisematoso; c) descomposición activa d) descomposición avanzada; e) restos secos.

Estado fresco: Se consideró desde el momento de la muerte hasta la aparición de los primeros cambios físicos en los cuerpos. El tiempo de duración de dicho estado fue de 24 horas en ambos cerdos. Durante las primeras horas de esta etapa no se registraron cambios en los cuerpos ni en el color de la piel (Fig.9 a y b), tampoco se detectó la presencia de insectos.



Fig.9. Estado fresco: a) cerdo 1; b) cerdo 2

Estado enfisematoso (hinchado): En este período comenzó a ser más evidente el proceso de descomposición debido a los cambios físicos y a la presencia de olores característicos de la descomposición de cuerpos. Se registró un incremento en la temperatura de los cadáveres de entre 2 a 3 °C debido a la actividad bacteriana. Se observó la expulsión de fluidos por los orificios naturales (boca, nariz y ano) (Fig.10 a y b), rigidez en las extremidades, coloración verdosa en la región superior de los cuerpos y violeta en el área de contacto con el suelo así como la rotura de la pared abdominal (Fig.11 a y b). Se observaron también puestas de huevos de insectos en el hocico y en la región de la cabeza en contacto con el suelo (Fig.12 a, b y c)

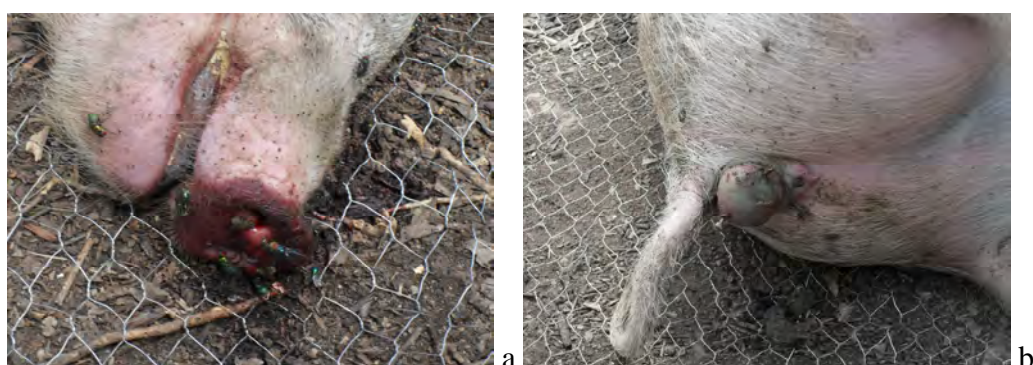


Fig.10. Fluidos en los orificios naturales: a) boca; b) ano



Fig. 11. Estado enfisematoso: a) cerdo 1; b) cerdo 2

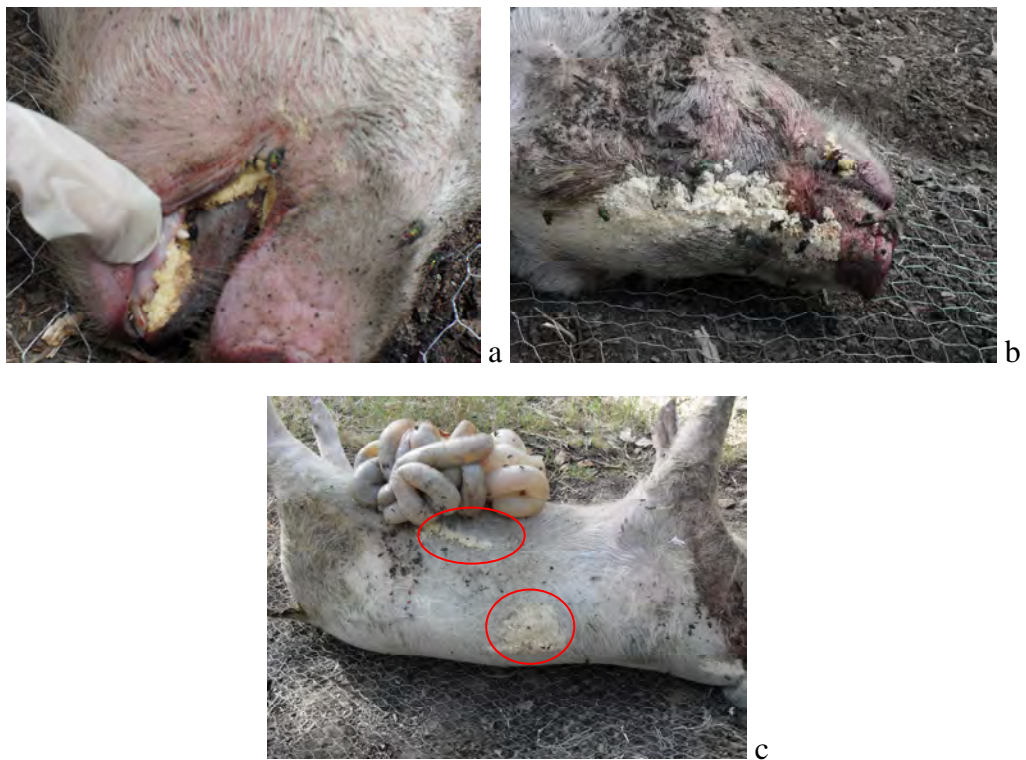


Fig. 12. Oviposiciones en los cuerpos: a) boca; b) cabeza; c) lomo y abdomen

Descomposición activa: Los cuerpos adquirieron una coloración marrón, perdieron el aspecto hinchado, la piel comenzó a desprenderse y se observó una reducción de la masa corporal (Fig.13 a y b). El olor pútrido presentó su mayor intensidad durante los primeros días de la etapa y fue disminuyendo hacia el final. La descomposición activa se caracterizó en ambos cerdos por una importante actividad de la masa larval cuya temperatura siempre fue 2° a 3° C mayor a la ambiental.

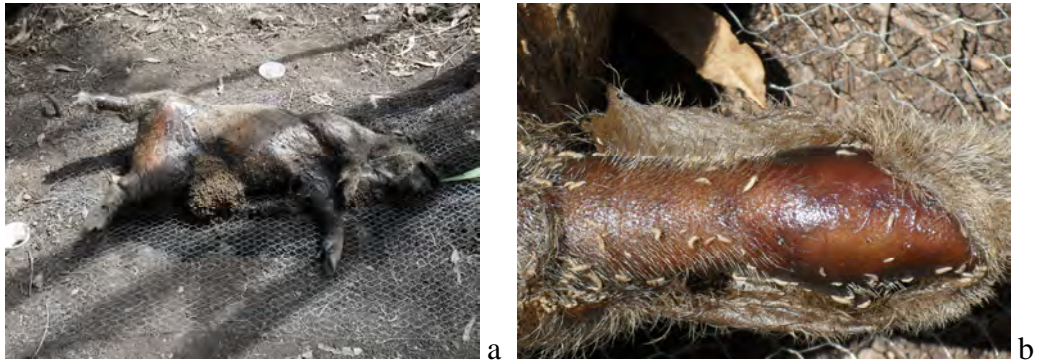


Fig.13. Descomposición activa: a) reducción masa corporal; b) piel desprendida

Descomposición avanzada: Se caracterizó por una deshidratación progresiva de los cuerpos, la masa muscular se redujo casi totalmente, la piel adquirió una apariencia momificada y los órganos internos fueron consumidos (Fig.14 a y b). Algunos huesos se desprendieron y otros quedaron expuestos; hubo una marcada reducción del olor pútrido.

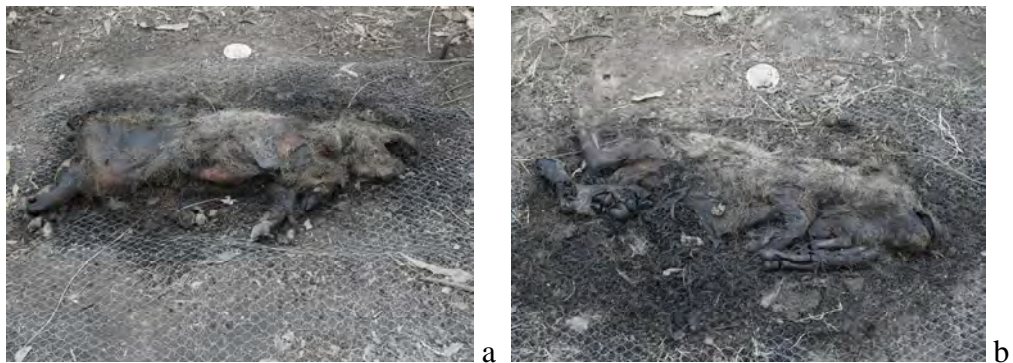


Fig.14. Descomposición avanzada: a) cerdo 1; b) cerdo 2

Restos secos: En este estado se observó la pérdida total de la masa corporal en los cerdos quedando solo trozos de piel, pezuñas y huesos esparcidos (Fig.15 a y b).



Fig.15. Restos secos: a) cerdo 1; b) cerdo 2

3.3 Entomofauna cadavérica

Se recolectaron 5565 ejemplares de insectos en distintos estados de desarrollo, pertenecientes a cuatro órdenes, 36 familias, 44 especies y 42 morfoespecies (Tabla 1). Los órdenes más abundantes fueron Diptera (83%), Coleoptera (10%) e Hymenoptera (7%). Dentro de los dípteros las familias Calliphoridae, Heleomyzidae y Fanniidae presentaron la mayor abundancia (Fig.16). En el Orden Coleoptera predominaron las familias Histeridae y Dermestidae (Fig.17) y en Hymenoptera predominó Formicidae (99%). El orden Coleoptera presentó el mayor número de especies (40) seguido de Diptera (35), siendo Hymenoptera el orden de menor riqueza (10) (Tabla 1). Dentro del Orden Diptera *Chrysomya albiceps* (Calliphoridae), *Fannia sanihue* (Fanniidae) y *Heliomyzidae* 1 (Heliomyzidae) fueron las especies más abundantes. Para el Orden Coleoptera lo fue *Euspilotus azureus* (Histeridae) y para Hymenoptera *Pheidole spl* (Tabla 1). Se recolectaron también 1300 huevos de cuatro especies de Calliphoridae, *Chrysomya albiceps*, *Chrysomya megacephala*, *Chrysomya chloropyga* y *Lucilia sericata*. De las especies de Diptera recolectadas, nueve constituyen nuevos registros para Uruguay: *F. sanihue* (Dominguez & Aballay) y *F. fusconotata* (Rondani) (Fanniidae), *Ophyra chalcogaster* (Wiedemann) y *O. albuquerquei* (Lopes) (Muscidae); *Oxysarcodexia terminalis* (Wiedemann), *O. pulistensis* (Mattos), *O. culmiforceps* (Dodge), *Ravinia advena* (Walker) y *R. sueta* (Wulp) (Sarcophagidae).

Tabla 1. Abundancias absolutas (n° de individuos) de los taxa de insectos capturados. Los taxa marcados con * no fueron incluidos en el estudio

Orden	Familia	Especie	Cerdo 1 Abundancias absolutas (n° de individuo)	Cerdo 2 Abundancias absolutas (n° de individuo)
Diptera				
	Calliphoridae	<i>Chrysomya albiceps</i> Wiedemann 1819	657	510
		<i>Ch. albiceps</i> - Larva I	116	128
		<i>Ch. albiceps</i> - Larva II	209	76
		<i>Ch. albiceps</i> - Larva III	640	1072
		<i>Ch. albiceps</i> - Pupa	146	101
		<i>Chrysomya chloropyga</i> Wiedemann 1818	6	0
		<i>Chrysomya megacephala</i> Fabricius 1794	5	0
		<i>Cochliomyia macellaria</i> Fabricius 1775	3	0
		<i>C. macellaria</i> - Larvas III	1	0
		<i>Lucilia cluvia</i> Walker 1849	6	0
		<i>Lucilia sericata</i> Meigen 1826	10	9
	Sarcophagidae	<i>Oxysarcodexia culmiforceps</i> Dodge 1966	5	4
		<i>Oxysarcodexia paulistensis</i> Mattos 1919	7	5
		<i>Oxysarcodexia terminalis</i> Wiedemann 1830	0	3
		<i>Oxysarcodexia varia</i> Walker 1836	1	6
		<i>Ravinia advena</i> Walker 1853	1	3
		<i>Ravinia sueta</i> Wulp 1895	8	2
	Muscidae	<i>Ophyra aenescens</i> Wiedemann 1830	35	15
		<i>Ophyra chalcogaster</i> Wiedemann 1824	1	2
		<i>Ophyra albuquerquei</i> Lopes 1985	2	0
		<i>Musca domestica</i> Linnaeus 1758	2	2
		<i>Neurotrixia felsina</i> Walker 1849	4	3
	Fanniidae	<i>Fannia canicularis</i> Linnaeus 1761	13	6
		<i>Fannia fusconatata</i> Rondani 1868	2	3
		<i>Fannia heydenni</i> Stein 1911	1	2
		<i>Fannia sanihue</i> Dominguez & Aballay 2008	113	146
	Piophilidae	<i>Piophila casei</i> Linnaeus 1758	8	7
	Anthomyiidae	<i>Anthomyia (C) punctipennis</i> Wiedemann 1830	20	3
	Phoridae	<i>Megaselia rufipes</i> Meigen 1804	0	1
		<i>Megaselia scalaris</i> Loew 1866	0	1
				31

Tabla 1. (continuación)

Diptera			
Cecidomyiidae*	<i>Stenodiplosis sorghicola</i> Coquilett 1899	1	2
Sepsidae	Sepsidae 1	35	8
Heleomyzidae	Heleomyzidae 1	311	37
Tephritidae*	Tephritidae 1	1	0
Drosophilidae*	Drosophilidae 1	1	1
Culicidae*	Culicidae 1	6	4
Psychodidae*	Pichodidae 1	0	2
Otitidae*	Otitidae 1	1	6
Sciaridae*	Sciaridae 1	1	0
Tabanidae*	Tabanidae 1	1	0
Coleoptera			
Histeridae	<i>Carcinops (C) troglodytes</i> Paykull 1811	3	0
	<i>Euspilotus (H) azureus</i> Sahlberg 1823	174	112
	<i>Euspilotus (H) connectens</i> Paykull 1811	1	3
	<i>Euspilotus (H) modestus</i> Erichson 1834	0	4
	<i>Euspilotus sp.1</i> Lewis 1807	0	2
	<i>Phelister rufinotus</i> Marseul 1861	4	0
	Dermestidae	<i>Dermestes maculatus</i> DeGeer 1774	2
<i>D. maculatus</i> – Larvas		11	131
Staphylinidae	<i>Aleochara sp.1</i> Gravenhorst 1802	0	1
	Aleocharinae 1	6	4
	Aleocharinae 2	2	1
	Aleocharinae 3	0	2
	<i>Lathrobium sp.</i> Gravenhorst 1802	4	0
	<i>Rugilus sp.</i>	0	5
	<i>Platydracus sp.</i> Thomson 1858	2	3
Cleridae	<i>Necrobia ruficollis</i> Fabricius 1775	1	0
	<i>Necrobia rufipes</i> DeGeer 1775	15	8

Tabla 1. (continuación)

Coleoptera			
Scarabaeidae	<i>Ataenius sp.1</i> Harold 1867	1	4
	<i>Ataenius sp.2</i> Harold 1867	0	2
	<i>Diloboderus abderus</i> Sturm 1826	1	0
	<i>Onthopagus hirculus</i> Mannerheim 1829	0	4
Trogidae	<i>Omorgus(O)persuberosus</i> Vaurie 1962	0	1
	<i>Omorgus(O)suberosus</i> Fabricius 1775	1	0
	<i>Omorgus sp.</i> Erichson 1847	0	1
	<i>Polynoncus aeger</i> Guérin-Meneville 1844	0	1
	<i>Polynoncus gemmingeri</i> Harold 1872	1	0
Scolytidae*	<i>Xyleborus ferrugineus</i> Fabricius 1801	0	1
	<i>Xyleborus sp1</i>	1	2
Curculionidae*	<i>Gonipterus scutellatus</i> Gyllenhal 1833	0	2
	<i>Naupactus leucoloma</i> Boheman 1840	1	2
	Curculionidae 1	1	0
Cantaridae*	<i>Chauliognathus sp.1</i> Henta 1830	1	0
	Cantaridae 1	1	0
Bruchidae*	Bruchidae 1	2	2
	Bruchidae 2	1	2
Carabidae*	Carabidae 1	0	2
Coccinellidae*	Coccinellidae 1	3	4
Erotylidae*	Erotylidae1	0	4
Mycetophagidea*	Mycetophagidae 1	6	8
Nitidulidae*	Nitidulidae 1	1	2
Hymenoptera			
Formicidae	<i>Acromyrmex sp.</i> Mayr 1865	48	47
	<i>Ectatomma sp.1</i> Smith 1858	1	4
	<i>Pachycondyta striata</i> Smith 1858	0	1
	<i>Pheidole sp.1</i> Westwood 1839	142	158
	<i>Pheidole sp.2</i> Westwood 1839	0	28
	<i>Pogonomyrmex sp.1</i> Mayr 1868	0	5
	<i>Pseudomirmex sp.1</i> Lund 1831	1	0
	<i>Solenopsis sp.1</i> Westwood 1840	0	1

Tabla 1. (continuación)

Hymenoptera				
	Apidae *	Apidae 1	1	0
	Vespidae*	Vespidae 1	1	0
Lepidoptera				
	Grasilaridae*	Grasilaridae 1	0	1
		Grasilaridae 2	1	0
Total			2822	2743

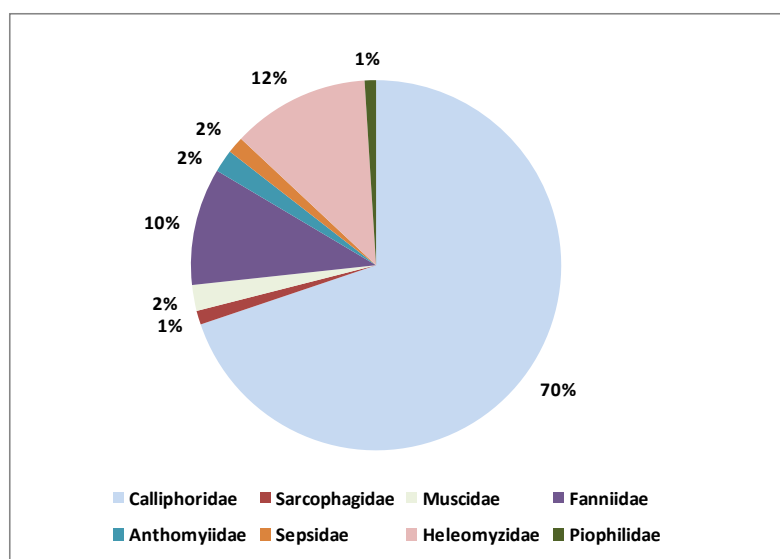


Fig. 16. Abundancias relativas de las principales Familias del Orden Diptera

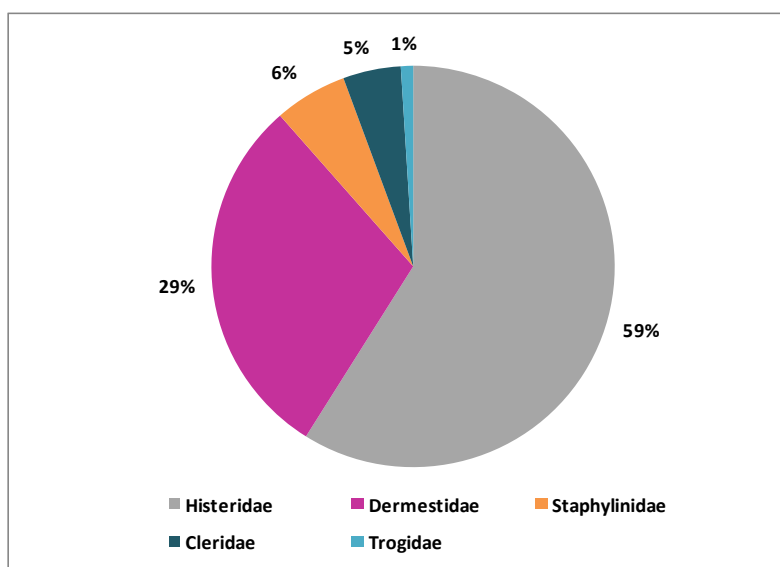


Fig. 17. Abundancias relativas de las principales Familias del Orden Coleoptera

3.4 Comparación de la entomofauna recolectada en las trampas de caída

El mayor número de ejemplares se recolectó en las trampas ubicadas a 0,50 m de los cuerpos; las larvas III de *Chrysomya albiceps* fueron las más abundantes. Se recolectaron también, en un elevado número, en las trampas ubicadas a 3,0 m, registrándose de esta manera una distancia de migración de por lo menos tres metros. El resto de las especies presente en las trampas de caída más próximas a los cuerpos fueron principalmente de hábitos necrófagos, necrófilos, saprófagos o predadores. En ambas trampas, se recolectaron especies propias del suelo, de hábitos diversos, fitófagas, predatoras y generalistas, que fueron excluidas del estudio, como por ejemplo algunos coleópteros, miriápodos y arácnidos (Apéndice 1, Tabla 1).

3.5 Sucesión de la entomofauna cadavérica

La composición a nivel de familias fue similar entre ambos cerdos (ANOSIM, $R= 0,01$ y $P= 0,19$), tampoco hubo diferencias significativas en la composición de especies entre los mismos (ANOSIM, $R= 0,008$ y $P=0,18$). El dendrograma y los análisis de similitud realizados para los mismos estados de descomposición entre ambos cerdos revelaron que no hay diferencias significativas en la composición de especies entre los mismos (Fig. 18, Tabla 2). El análisis de similitud entre los distintos estados de descomposición para cada cerdo reveló diferencias significativas en la composición de especies para cada estado (Tablas 3) lo cual también se refleja en el dendrograma de similitud (Fig. 18).

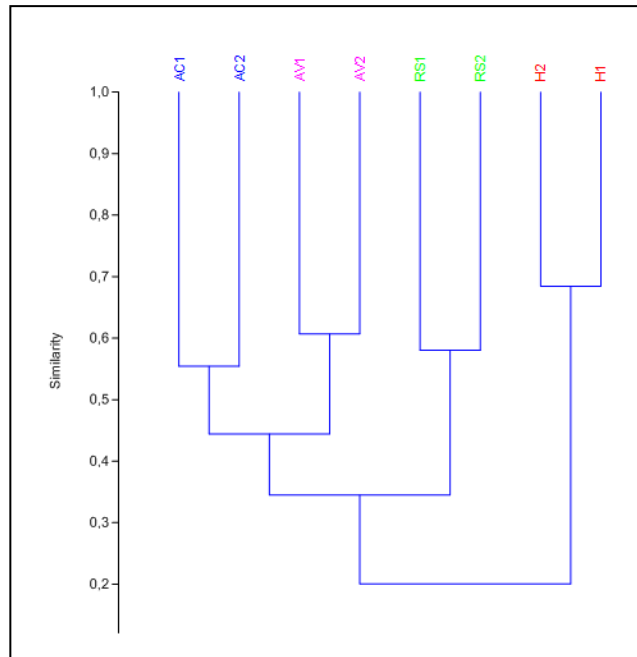


Fig.18. Dendrograma de similitud entre los estados de descomposición de ambos cerdos (AC1 y AC2= descomposición activa en los cerdos 1 y 2 respectivamente; AV1 y AV2= descomposición avanzada en los cerdos 1 y 2 ; RS1 y RS2 = restos secos cerdo 1 y 2 y H1 y H2= estado enfisematoso cerdo 1 y 2).

Tabla 2. Analisis de similitud entre los mismos estados de descomposición de ambos cerdos (H1 y H2 = enfisematoso cerdo1 y cerdo 2 respectivamente; AC1 y AC2= descomposicion activa; AV1 y AV2= descomposición avanzada; RS1 y RS2 = restos secos).

Estados de descomposición	R	P
H1- H2	0,5	1
AC1-AC2	0,179	0,05
AV1-AV2	0,005	0,36
RS1-RS2	0,029	0,84

Tabla 3. Análisis de similitud entre los diferentes estados de descomposición en ambos cerdos (H1 y H2= enfisematoso cerdo1 y cerdo 2 respectivamente; AC1 y AC2= descomposicion activa; AV1 y AV2= descomposición avanzada; RS1 y RS2 = restos secos).

Estados de descomposición	R	P	Estados de descomposición	R	P
H1-AC1	0,961	2,8	H2-AC2	0,968	2,8
H1-AV1	0,432	3,2	H2-AV2	0,041	37,9
H1-RS1	0,037	53,8	H2-RS2	0,071	61,4
AC1-AV1	0,172	5,9	AC2-AV2	0,064	24,5
AC1-RS1	0,204	4,8	AC2-RS2	0,229	1,3
AV1-RS1	0,465	0,1	AV2-RS2	0,398	0,1

Los tres órdenes de insectos presentaron un número de especies relativamente elevado durante el estudio (Fig.19; Tabla 4). Coleoptera fue el orden con mayor riqueza el cual presentó su mayor pico en la etapa de descomposición activa y posteriormente mostró una tendencia a disminuir hacia el estado restos secos. Diptera fue el segundo orden con mayor riqueza. Su número de especies fue aumentando hasta alcanzar un pico máximo en los estados descomposición avanzado y restos secos. Por último Hymenoptera presentó una riqueza de especies relativamente uniforme durante todos los estados (Fig.19).

En relación a la abundancia de especies, al igual que en la riqueza, los tres órdenes de insectos estuvieron presentes en todos los estados de descomposición salvo en el estado fresco (Tabla 4, Fig.20).

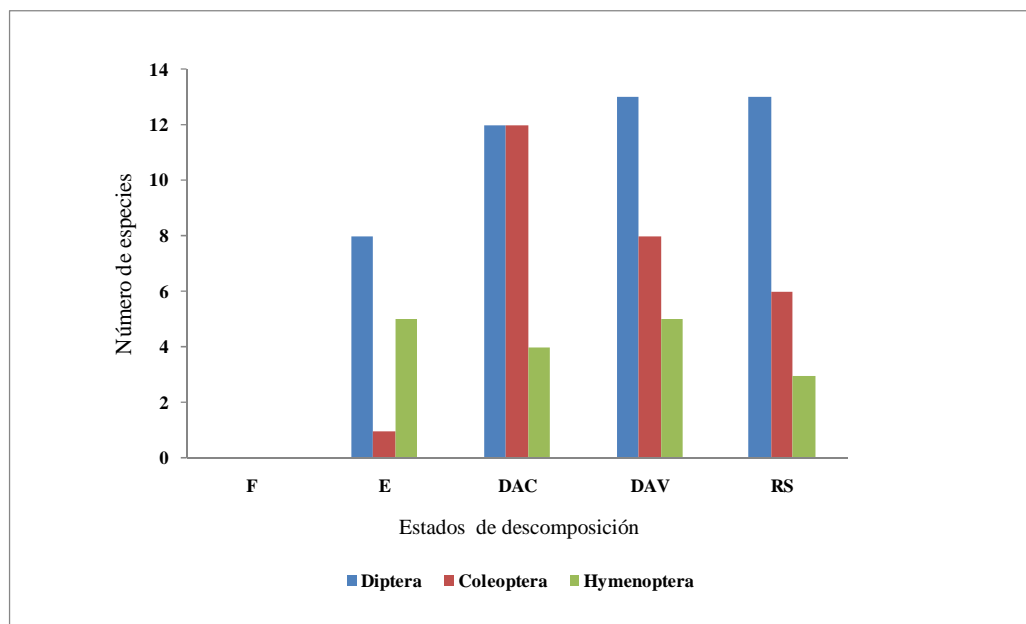


Fig.19.Variación de la riqueza de las principales especies de interes forense para los Ordenes Diptera, Coleoptera e Hymenoptera durante el período de estudio (F= fresco; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada y RS= restos secos)

Tabla 4. Sucesión de las principales especies de insectos asociadas a la descomposición cadavérica en *Sus Scrofa* (F=fresco; E=enfisematoso; A= adulto; LI= larvas I; LII=larvas II; LIII=larva; III; P= pupa)

Taxa	F	E	E	Descomposición activa							Descomposición avanzada														Restos secos						
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26-28	29-32	33-36	37-45		
Diptera																															
Calliphoridae																															
<i>Chrysomya albiceps</i>	H-A	LI-A	LII-A	LIII-A	LIII	LIII	LIII	LIII-A	LIII	LIII	LIII-P-A	LIII-P	P-A	P-A	P-A	P-A	P-A	P-A	P-A	A	A	A	A	A	A						
<i>Chrysomya chloropyga</i>	H-A			A		LIII								A	A																
<i>Chrysomya megacephala</i>	H-A	A		LIII																											
<i>Cochliomyia macellaria</i>	A	A	LII-A																												
<i>Lucilia cluvia</i>	A	A																													
<i>Lucilia sericata</i>	H-A																									A				A	
Sarcophagidae																															
<i>Oxysarcodexia terminalis</i>		A				A																									
<i>Oxysarcodexia varia</i>															A				A								A			A	
<i>Oxysarcodexia paulistensis</i>						A			A	A	A		A							A		A					A			A	
<i>Oxysarcodexia culmiforceps</i>												A	A								A						A			A	
<i>Ravinia advena</i>																															A
<i>Ravinia sueta</i>					A	A				A																A	A	A	A	A	
Muscidae																															
<i>Ophyra albuquerquei</i>					A																										
<i>Ophyra chalcogaster</i>																															A
<i>Ophyra aenescens</i>				A	A	A	A			A																					
<i>Musca domestica</i>				A	A	A			A																						
<i>Neurotrixia felsina</i>																															A
Fanniidae																															
<i>Fannia canicularis</i>						A	A																								A
<i>Fannia fusconatata</i>									A	A																					
<i>Fannia heidenii</i>																															A
<i>Fannia sanihue</i>	A		A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A						A	A	A			A	A	A	A	A	A	A
Piophilidae																															
<i>Piophila casei</i>													A		A	A															A
Heleomyzidae																															
<i>Heleomyzidae 1</i>										A	A		A	A					A	A	A										A
Anthomyiidae																															
<i>Anthomyia (C) punctipennis</i>																															A
Sepsidae																															
Sepsidae 1					A	A	A	A	A	A				A	A	A				A											

Tabla 4 (continuación). Sucesión de las principales especies de insectos asociadas a la descomposición cadavérica en *Sus Scrofa* (F=fresco; E=enfismatoso; A= adulto; LI= larvas I; LII=larvas II; LIII=larvas III; P= pupa)

Taxa	F	E		Descomposición activa							Descomposición avanzada												Restos secos							
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26-28	29-32	33-36	37-45	
Coleoptera																														
Histeridae																														
<i>Carcinops troglodytes</i>										A		A																		
<i>Euspilotus azureus</i>				A	A	A	A	A	A	A		A	A	A	A	A	A	A									A			
<i>Euspilotus connectens</i>								A						A												A				
<i>Euspilotus modestus</i>					A																			A						
<i>Euspilotus sp 1</i>																			A											
<i>Phelister rufinotus</i>												A					A		A											
Dermeestidae																														
<i>Dermeestes maculatus</i>						A							A	A				A					L				L	L	L	
Staphylinidae																														
<i>Aleochara sp1</i>						A						A	A																	
<i>Aleocharinae sp1</i>					A			A																						
<i>Aleocharinae sp2</i>			A	A																										
<i>Aleocharinae sp3</i>																										A			A	
<i>Lathrobium sp</i>											A		A								A									
<i>Rugilus sp</i>				A																							A		A	
<i>Platydracus sp</i>							A								A											A			A	
Cleridae																														
<i>Necrobia ruficollis</i>																														
<i>Necrobia rufipes</i>										A	A	A	A	A	A		A	A		A			A			A	A			
Trogidae																														
<i>Omorgus persuberosus</i>										A																				
<i>Omorgus suberosus</i>														A																
<i>Omorgus sp</i>					A																									
<i>Polynoncus aeger</i>																											A			
<i>Polynoncus gemmingeri</i>																													A	
Hymenoptera																														
Formicidae																														
<i>Acromyrmex sp.</i>		A	A		A	A	A						A													A	A	A	A	
<i>Ectatoma sp.1</i>			A		A							A														A				
<i>Pachycondyta striata</i>									A																					
<i>Pheidole sp.1</i>		A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A	A					A	A	A	A	
<i>Pheidole sp.2</i>				A									A			A										A			A	
<i>Pogonomyrmex sp.1</i>														A		A								A						
<i>Pseudomyrmex sp.1</i>			A																											
<i>Solenopsis sp.1</i>		A																												

El Orden Diptera presentó la mayor abundancia durante los estados enfisematoso y descomposición activa. Durante el estado enfisematoso se registraron las primeras oviposiciones de las especies *Chrysomya albiceps*, *Ch. chloropyga*, *Ch. megacephala* y *Lucilia sericata* (Tabla 2). Para las especies *Cochliomyia macellaria* y *Lucilia cluvia* se registró solo la presencia de adultos. En el cerdo 1 los huevos fueron puestos en la boca y orejas mientras que en el cerdo 2 las oviposiciones se encontraron, además, en el hocico, en la frente y en la zona abdominal, cerca de donde se produjo la rotura de la pared. *Lucilia sericata* sólo ovipuso dentro de la boca, mientras que *Ch. megacephala* ovipuso además en la comisura de la boca y en la oreja y *Ch. albiceps* en toda el área cefálica y en el abdomen, siendo sus posturas las más abundantes. En el caso del cerdo 1, las larvas I se agruparon en las mucosas de los órganos cefálicos mientras que en el cerdo 2 las larvas migraron hacia los órganos abdominales expuestos a través de la rotura de la pared abdominal, la cual se observó a las 24 hs.

La etapa de descomposición activa inició al cuarto día del estudio (a las 72 hs) y tuvo una duración de siete días. Se observó la presencia de un elevado número de larvas de Calliphoridae, principalmente de *Ch. albiceps* y la concurrencia de ejemplares de Sarcophagidae, Muscidae, Fanniidae y Sepsidae (Tabla 2). Los dos picos menores que se observan en el estado de descomposición avanzado corresponden, principalmente, a la emergencia de imagos de *Ch. albiceps* el primero, y a la presencia de *Fannia sanihue* y Heleomyzidae 1 el segundo (Tabla 4).

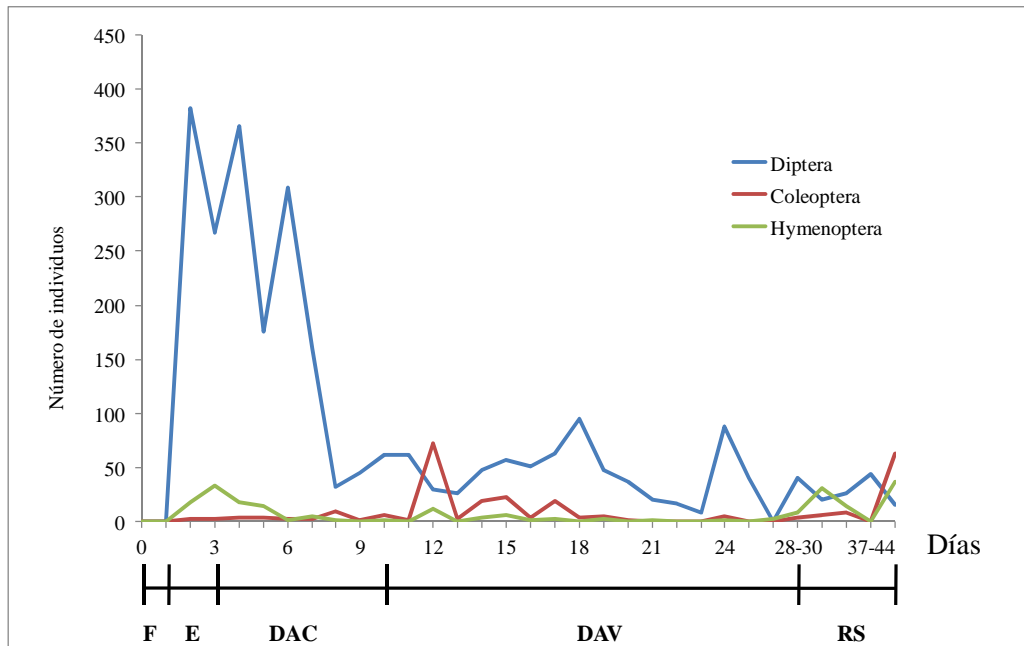


Fig.20. Variación de las abundancias de las principales especies de interés forense para los Ordenes Diptera, Coleoptera e Hymenoptera durante el período de estudio (F= fresco; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada y RS= restos secos).

Dentro de Diptera, *Chrysomya albiceps* fue la especie predominante, representando el 75 % de la abundancia total, encontrándose a lo largo del período de estudio en todas sus etapas del desarrollo (Fig.21). Las hembras llegaron a los cuerpos, a oviponer, a las 24 hs de su exposición, cuando éstos estaban en estado enfisematoso. A las 48 hs se registró un pico de eclosión de larvas I y a las 72 hs del estudio éstas mudaron a larvas II. Estos dos estadios larvales sólo tuvieron 1 día de duración, al final del estado enfisematoso y comienzo de la descomposición activa respectivamente. Las larvas III comenzaron a las 96 hs y se extendieron hasta el día 15 de la experiencia, registrándose el pico máximo en el día 6, durante la descomposición activa. Al final de este estado la abundancia de larvas III disminuyó marcadamente, se observó la migración de algunas de éstas de los cuerpos, aunque la mayoría prefirió enterrarse bajo los cadáveres o refugiarse entre los pliegues de la piel para luego pupar. Las pupas se

encontraron en la primera mitad del período de descomposición avanzada, presentando la mayor abundancia del día 15 al 18. La disminución de las pupas coincide con el pico de emergencia de imagos, la cual comienza en el día 13 y se extiende hasta el día 24.

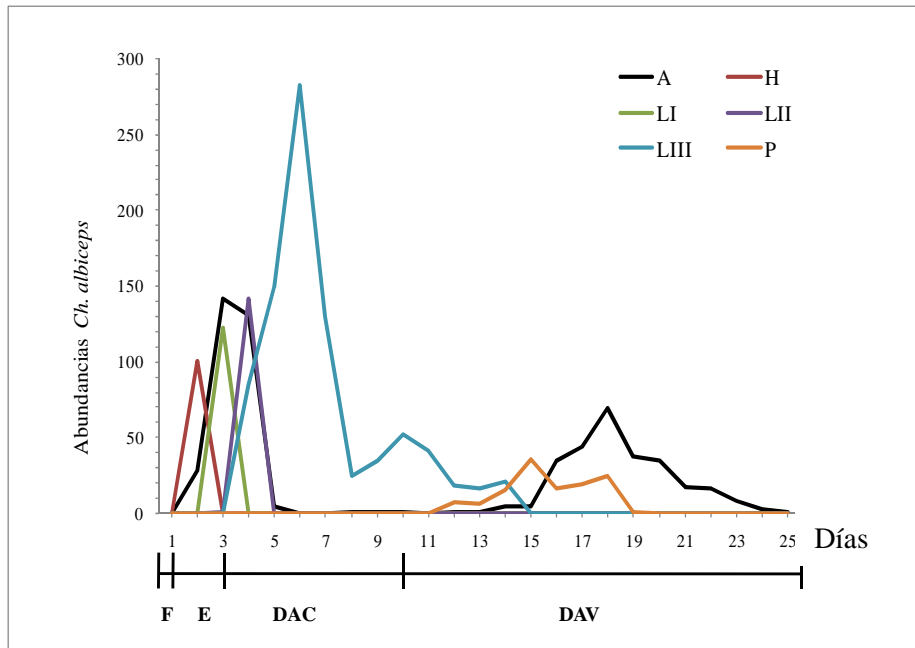


Fig.21. Variación de la abundancia de los estados de *Chrysomya albiceps* (A=adultos; H=huevos; LI=larvas I; LII=larvas II; LIII=larvas III; P= pupas; F= fresco; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada y RS= restos secos)

El Orden Coleoptera presentó una abundancia marcadamente menor que Diptera y mostró un pico máximo de abundancia al inicio de la etapa de descomposición avanzada producido por *Euspilotus azureus* (Histeridae) que representó el 74 % de este grupo en dicho estado (Fig. 20). En la primer mitad de esta etapa se observó también la presencia de *Necrobia rufipes* (Cleridae), la cual se encontró luego, esporádicamente, hasta el inicio de restos secos (Tabla 4). En la etapa de restos secos predominaron las larvas de *Dermestes* sp. La abundancia de Hymenoptera fue comparativamente más baja durante todo el estudio. Al final del estado enfisemato se observó un pico debido a la

presencia de *Pheidole sp1.*, el cual se repite al inicio de restos secos, seguido de otro pico producido por *Acromyrmex sp.* (Fig. 20, Tabla 4).

El Test de Independencia realizado previamente a los análisis de correspondencia, entre las especies de insectos y los diferentes estados de descomposición demostró que las especies están significativamente asociadas a dichos estados ($\chi^2 = 1,677$ y $P = 0,0001$). El análisis de correspondencia reveló que los adultos y las larvas I de *Chrysomya albiceps* (Calliphoridae) se asociaron estrechamente al estado enfisematoso (Apéndice 2, Tabla 1 y 2) (Fig.22 y 23). Las larvas de tercer estadio de *Ch. albiceps* (Calliphoridae) (Fig.22) y los adultos de *Ophyra aenescens* (Muscidae) y de Sepsidae (Fig.23) fueron los principales taxa asociados al estado de descomposición activo (Apéndice 2, Tabla 2). Además de los dípteros, este estado también fue caracterizado por el coleóptero Aleocharinae 1 (Staphilinidae) (Fig.24, Apéndice 2, Tabla 3).

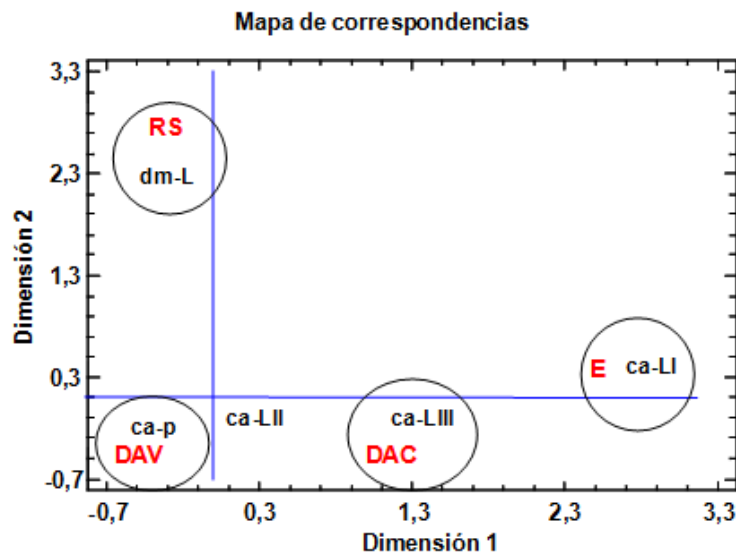


Fig.22. Análisis de correspondencia para larvas y pupas de las Familias Calliphoridae y larvas de Dermestidae (ca-LI = *Ch. albiceps* larvas I; ca-LII = *Ch. albiceps* larvas II; ca-LIII= *Ch.albiceps* larvas III; ca-p= *Ch. albiceps* pupas; dm-L= Dermestidae larvas; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada; RS= restos secos)

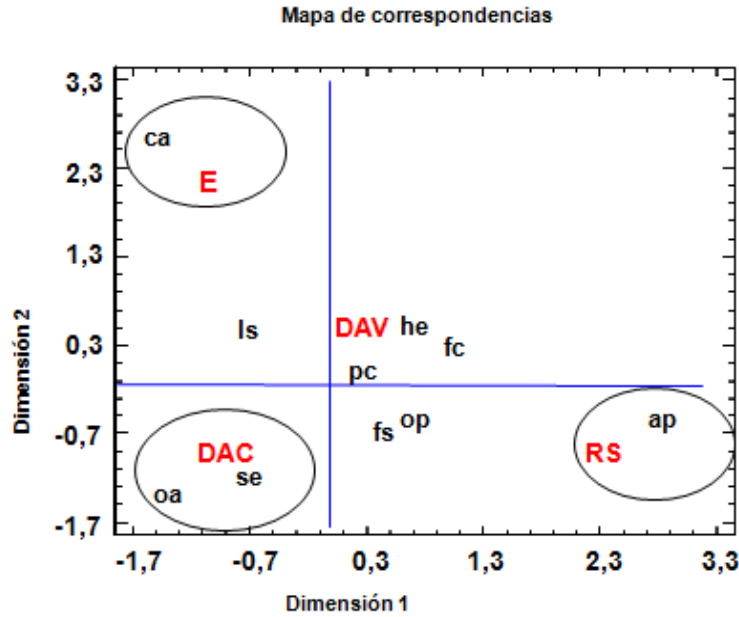


Fig.23. Análisis de correspondencia para los adultos de las Familias Calliphoridae, Muscidae, Sarcophagidae, Fanniidae, Heleomyzidae, Sepsidae, Anthomyiidae y Piophilidae (ca= *Ch. albiceps*; ls =*L. sericata* ; oa= *O. aenescens*; op= *O. paulistanensis*; fs= *F. sanihue* ; fc= *F. canicularis* ; he: *Heleomyzidae 1*; Sepsidae; pc= *P. casei* ; ap: *A. punctipennis*; E= enfisematoso; DAC= descomposición activa; DAV= descomposición avanzada; RS= restos secos)

La fase de descomposición avanzada fue la más larga y duró 18 días. De acuerdo al análisis de correspondencia se caracterizó por la presencia de pupas de *Chrysomya albiceps* y el estafilínido Aleocharinae sp1 (Fig. 22, Apéndice 2 Tabla 1).

La etapa final del proceso de descomposición, restos secos tuvo una duración de 17 días y se caracterizó por una marcada disminución de la abundancia. *Anthomyia punctipennis* (Anthomyiidae) (Fig.23) y larvas de *Dermestes maculata* (Coleoptera) (Fig.22) se asociaron con dicho estado (Apéndice 2 Tabla 3)

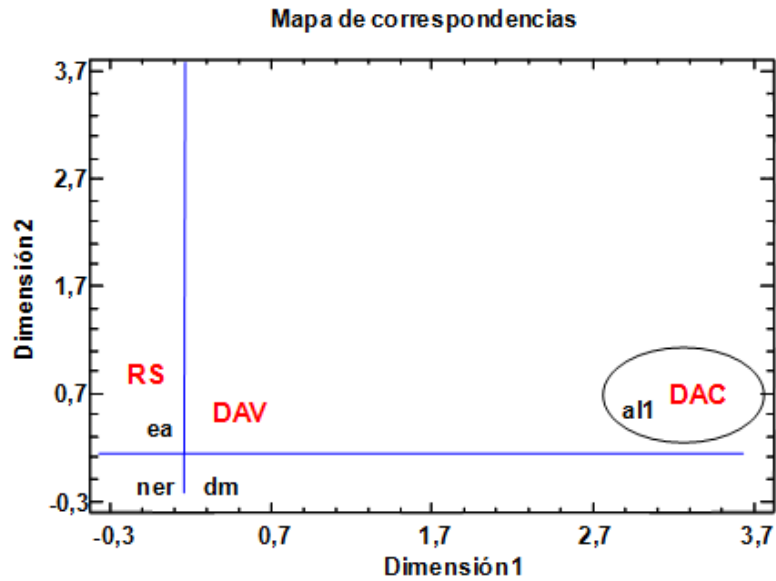


Fig. 24. Análisis de correspondencia Orden Coleoptera (a1= Aleocharinae 1; dm= *D. maculatus* adultos ; ner= *N. rufipes* ; ea= *E. azureus*; DAC=descomposición activa; DAV=descomposición avanzada; RS=restos secos)

3.6 Duración del desarrollo postembrionario de especies de Calliphoridae

Se completó el desarrollo postembrionario de cuatro especies de Calliphoridae: *Chrysomya albiceps*, *Ch. megacephala*, *Ch. chloropyga* y *Lucilia sericata* (Tabla 5). *Chrysomya chloropyga* presentó el período de desarrollo más corto mientras que *Ch. albiceps* el más largo. En todas las especies la etapa de huevo tuvo una duración de un día. Dependiendo de la especie la etapa larval duró de 7 a 9 días y el estado pupal de 1 a 10 días (Tabla 5). En las especies *Ch. chloropyga* y *L. sericata* la proporción de larvas que eclosionaron fue muy baja en relación al números de huevos y junto con *Ch. megacephala*, mostraron un desarrollo sincronizado; en cada especie las larvas y pupas tuvieron el mismo tiempo de desarrollo (Tabla 5).

Tabla 5. Duración del desarrollo postembrionario de cuatro especies de Calliphoridae a temperatura ambiente (28 ± 4 °C).

<i>Ch albiceps</i>	N	Media (Días)	DE	Rango (Días)
Huevo	700	1	0	1
Larva	700	9	0	9
Pupa	674	5,2	2,94	1-10
Huevo-Adulto	674	14,3	2,71	10 -20

<i>L. sericata</i>	N	Media (Días)	DE	Rango (Días)
Huevo	200	1	0	1
Larva	15	9	0	9
Pupa	12	3,7	1,56	3-7
Huevo-Adulto	10	13,7	1,57	13-17

<i>Ch. megacephala</i>	N	Media (Días)	DE	Rango (Días)
Huevo	200	1	0	1
Larva	190	7,9	1,03	7-9
Pupa	170	2,7	0,48	2-3
Huevo-Adulto	157	10,7	0,73	9-13

<i>Ch. chloropyga</i>	N	Media (Días)	DE	Rango (Días)
Huevo	200	1	0	1
Larva	50	9	0	9
Pupa	2	4	0	4
Huevo-Adulto	2	14	0	14

En todas las especies el estado de huevo fue el que tuvo la tasa de desarrollo (TD) más rápida, mientras los estados larvales tuvieron las tasas de desarrollo más lentas. *Chrysomya megacephala* fue la especie con la tasa de desarrollo más rápida en sus estados larval y pupal (Tabla 6).

Tanto la larva como la pupa de *Chrysomya albiceps* requirieron más calor que los mismos estados de las otras especies para completar su desarrollo (Tabla 7). Por el contrario, *Ch. magacephala* requirió menos calor para completar los desarrollos larval,

pupal y de huevo a adulto (Tabla 7). La especie que requirió la mayor acumulación de días/grado para completar su ciclo fue *Lucilia sericata* (Tabla 7).

Tabla 6. Tasas de desarrollo de los estados del ciclo de las principales especies de Calliphoridae a 28° C ± 4 (TD= 1/días)

	<i>Ch. albiceps</i>			<i>L. sericata</i>			<i>Ch. megacephala</i>			<i>Ch. chloropyga</i>		
	TD			TD			TD			TD		
	Media	Mín	Máx	Media	Mín	Máx	Media	Mín	Máx	Media	Mín	Máx
Huevo	1	---	---	1	---	---	1	---	---	1	---	---
Larva	0,11	---	---	0,11	---	---	0,13	0,11	0,14	0,11	---	---
Pupa	0,19	0,1	1	0,27	0,14	0,33	0,37	0,33	0,5	0,25	---	---
Huevo-adulto	0,07	0,05	0,09	0,07	0,05	0,09	0,09	0,08	0,1	0,07	---	---

Tabla 7. Días/grado acumulados (ADD) de los estados de desarrollo de las principales especies de Calliphoridae a 28° C ± 4 (ADD= D (Tm- Tmín)).

	<i>Ch. albiceps</i>			<i>L. sericata</i>			<i>Ch. megacephala</i>			<i>Ch. chloropyga</i>		
	ADD (°D)			ADD (°D)			ADD (°D)			ADD (°D)		
	Media	Mín	Máx	Media	Mín	Máx	Media	Mín	Máx	Media	Mín	Máx
Huevo	18,3	---	---	18,5	---	---	18	---	---	17,1	---	---
Larva	315,6	---	---	166,5	---	---	142,2	126	162	153,9	---	---
Pupa	80,3	15,5	154,5	68,5	55,5	129	48,6	33	54	68,4	---	---
Huevo-adulto	232,7	179	325,4	253,5	240	314	192,6	180	234	239,4	---	---

3.7 Variación de la longitud larval en el período de estudio

Se registró la longitud de larvas y pupas recolectadas diariamente de los cuerpos y se relacionó con la temperatura. El patrón de variación del tamaño de las larvas fue similar para ambos cerdos (Fig. 25 A y B). El mayor incremento de tamaño se produjo

en los primeros dos días, en el transcurso de larva I a larva III. A partir de la larva III se observó una variación paralela del tamaño larval y la temperatura diaria. A partir del noveno y décimo día las larvas empezaron a ingresar en estado prepupal, dejando de alimentarse y comprimiendo su cuerpo, disminuyendo el tamaño hasta el día 12, cuando comenzaron a pupar. En el estado pupal el tamaño se mantuvo constante.

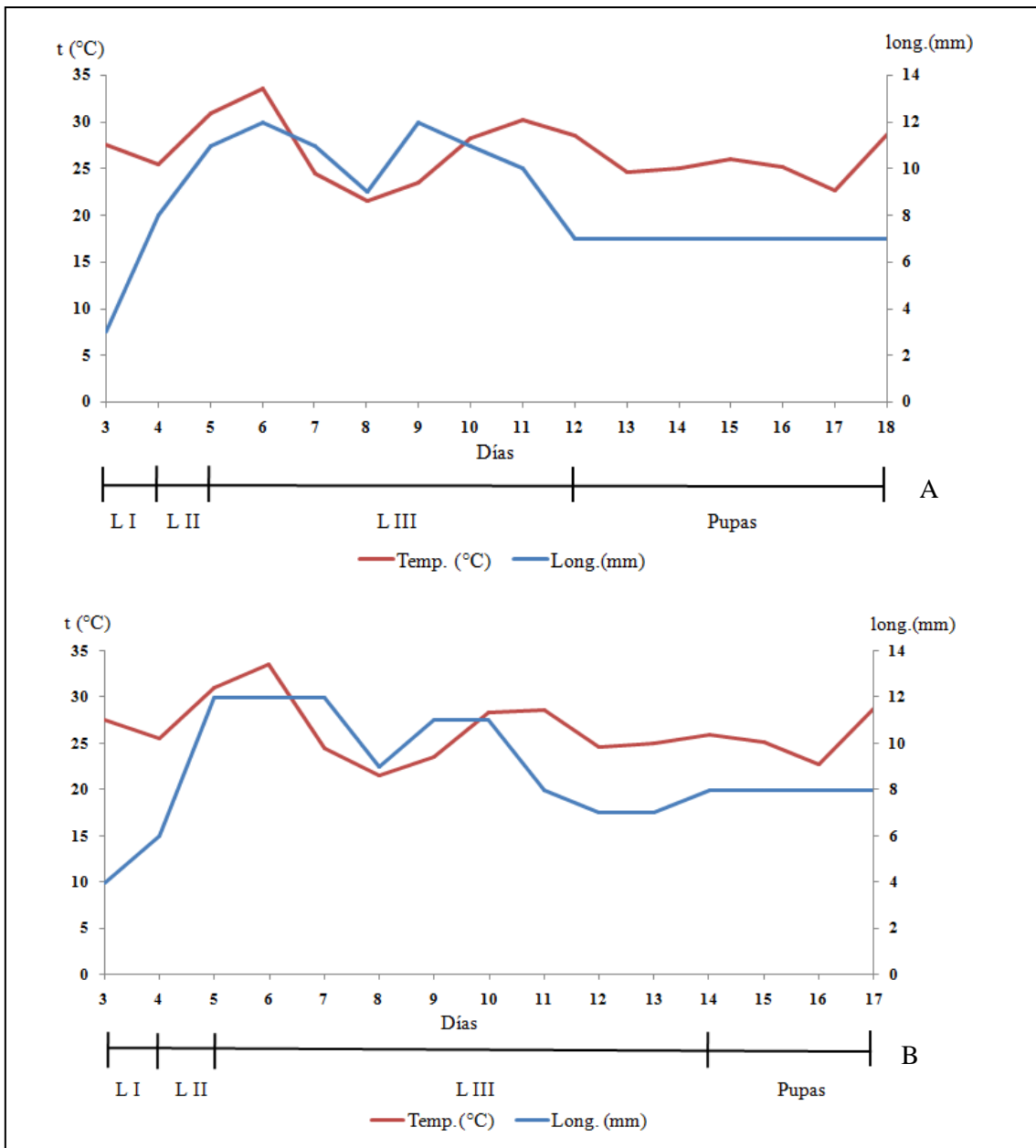


Fig.25. Variación diaria de la temperatura media ambiental y del tamaño de los estados inmaduros de *Ch. albiceps* en: A) Cerdo 1 y B) cerdo 2. (L I= larvas I; L II= larvas II; L III= larvas III)

4.DISCUSIÓN

4.1 Análisis faunístico de los principales grupos taxonómicos

Las familias más abundantes recolectadas durante el proceso de descomposición de los cuerpos de *Sus scrofa*, de los órdenes Diptera, Coleoptera e Hymenoptera, fueron concordantes con los resultados de otros trabajos en la región y en particular las de Diptera y Coleoptera son consideradas de importancia médico-legal (Lannacone 2003; Sakura 2005; Battan et al. 2010; Vasconcelos & Araujo 2012;).

Al igual que en otros estudios de entomofauna cadavérica el Orden más abundante fue Diptera, predominando los representantes de Calliphoridae (70%). Los dípteros de Calliphoridae son los más comunes en la descomposición de un cadáver, tanto en etapa larval como adulta, siendo así la familia más útil para la evidencia forense. En este estudio predominó *Chrysomya albiceps* y en menor proporción se encontraron *Lucilia sericata*, *L. cluvia*, *Chrysomya chloropyga*, *Ch. megacephala* y *Cochliomyia macellaria*. Los resultados de este estudio coinciden con los de Castillo (2002) en el cual las principales especies de interés forense fueron *Ch. albiceps* y *L. sericata* para la estación de verano en un ambiente semirural.

Cochliomyia macellaria y *L. cluvia* son propias del continente americano mientras las demás especies son actualmente de distribución cosmopolita pero de origen asiático (Byrd & Castner 2010). Todas se encuentran frecuentemente en estudios de entomofauna cadavérica de diversas regiones (Carvalho et al. 2000; Grassberger & Frank 2004; Aballay et al. 2008; Beltran & Villa Navarro 2011). Las larvas de *Ch. albiceps* fueron las más abundantes en ambos cerdos. De acuerdo con Castillos (2002), una vez que *Ch. albiceps* ovipone, el carácter predador y caníbal de las larvas (a partir

de la larva LII) la convierten en la especie dominante en los cadáveres en la estación de verano. *Chrysomya albiceps* fue introducida hace unos años en América (Mariluis & Schnack 1986; Guimaraes et al. 1978) y en la actualidad su área de influencia ha aumentado considerablemente, ejerciendo un gran impacto sobre las especies nativas de dípteros (Battan et al. 2005). Antes de la introducción de *Ch. albiceps*, *Cochliomyia macellaria* era considerada una especie dominante en áreas semirurales de América (Schnack et al. 1995). Desde hace unos años se ha observado en los estudios forenses de la región un descenso en la abundancia de *C. macellaria* por la competencia ejercida por *Ch. albiceps* (Battán et al. 2005). Este hecho podría explicar la baja proporción encontrada de *C. macellaria* en este estudio, sólo 3 ejemplares adultos, que concuerda con las bajas abundancias observadas para la provincia de Buenos Aires (Centeno et al. 2002).

La segunda familia más abundante fue Heleomyzidae (12%); para algunos autores estos dípteros son considerados oportunistas en el proceso de descomposición (Castillo 2002) mientras que para otros son insectos necrófagos comunes en los cadáveres (Márquez 2008). La especie Heleomyzidae 1 fue la más numerosa y se registró su presencia durante las últimas dos etapas de descomposición coincidiendo con los resultados de Márquez (2008).

Fanniidae fue la tercer familia en orden de abundancia (11%), de la cual fueron capturadas cuatro especies: *Fannia canicularis*, *F. fusconotata*, *F. heydenni* y *F. sanihue*. *Fannia sanihue* y *F. fusconotata* son nuevos registros para Uruguay. *Fannia sanihue* fue descrita por primera vez en Mendoza, Argentina (Dominguez&Aballay 2008) mientras que *F. fusconotata* ha sido registrada en Mendoza y Buenos Aires (Centeno et al. 2002; Domínguez 2007) por lo que este trabajo aporta nuevos datos y

extiende la distribución conocida de ambas especies en la actualidad. Por otra parte, *F. canicularis*, de distribución cosmopolita, es común encontrarla en verano en carroña y excrementos (Byrd & Castner 2010) y ha sido registrada como una de las especies más abundante en un estudio de sucesión con cerdos en Brasil (Carvalho et al. 2000).

Muscidae tuvo una abundancia muy baja (2%) y en su mayoría sus representantes pertenecieron al género *Ophyra*: *O. aenescens*, *O. albuquerquei* y *O. chalcogaster*. *Ophyra aenescens* fue el múscido más abundante. *Ophyra chalcogaster* con una distribución cosmopolita y *O. albuquerquei* con distribución neotropical se registran por primera vez para Uruguay en este estudio. La segunda especie más abundante de Muscidae, fue *Musca domestica*, Domínguez & Gómez (1963) la citan como especie ocasional que se limita a alimentarse de los exudados y sangre de los cuerpos.

Otras familias con baja abundancia fueron Anthomyiidae y Sepsidae (2%), consideradas, por algunos autores, como visitantes oportunistas en los procesos de descomposición (Castillos 2002). Sin embargo especies de estas familias son frecuentemente registradas en estudios de sucesiones cadavéricas (Alves et al. 2014; Vaconcelos et al. 2013; Vaconcelos & Araujo 2012; Segura et al. 2011). En este estudio sólo se recolectó una especie de Anthomyiidae, *Anthomyia punctipennis*, la cual es común en ambientes de bosque y en cuerpos de cerdo (Vasconcelos & Araujo, 2010). Esta especie se encontró al final del proceso (últimos días de descomposición avanzada y restos secos). Sepsidae, en cambio, estuvo presente casi constantemente durante las etapas de descomposición activa y avanzada a diferencia de los estudios de Segura et al. (2011) y Flores (2009) en los cuales la familia estuvo presente durante las etapas enfisematosa y restos secos. Es necesario poder identificar las especies de esta

familia para determinar si colonizan los cuerpos en diferentes etapas de la descomposición.

Sarcophagidae fue la Familia de interés forense con abundancia más baja (1%). Esto puede deberse a que en un cadáver la competencia natural entre las larvas de Calliphoridae y Sarcophagidae hace que la última tenga su expansión limitada y sean difíciles de recolectar (Catts 1992; Castillo 2002). De las seis especies de Sarcophagidae recolectadas, cinco son nuevos registros para Uruguay: *Oxysarcodexia terminalis*, *O. paulistensis*, *O. culmiforceps*, *Ravinia advena* y *R. sueta* todas con distribución Neotropical.

Histeridae y Staphylinidae fueron los coleópteros más representativos en este estudio, siendo ambos grupos predadores de larvas de dípteros. El elevado número de ejemplares de Histeridae (59%) se debió principalmente a *Euspilotus azureus* que tuvo una abundancia del 93 % dentro de la familia. La presencia de *E. azureus* se registró desde el primer día de la etapa de descomposición activa, coincidiendo con la presencia de larvas II de la familia Calliphoridae, y tuvo una permanencia constante hasta la mitad del proceso de descomposición avanzada. Estos resultados fueron muy similares a los obtenidos por García-Rojo (2004); por otra parte, Vasconcelos & Araujo (2012) citan al género *Euspilotus* como exclusivo de ambientes rurales. Staphylinidae se recolectó desde el inicio del estado enfisematoso hasta el final de restos secos coincidiendo con los resultados de Catts y Haskel (1990). Su presencia inicial coincidió en el tiempo con la emergencia de las primeras larvas I de califóridos.

Otras familias de coleópteros asociadas al proceso de descomposición fueron Dermestidae y Cleridae, representadas por las especies *Dermestes maculatus* y *Necrobia rufipes* respectivamente. Ambas especies son comunes tanto en ambientes urbanos como rurales o semirurales (Vasconcelos & Araujo, 2010) y han sido

reportadas por varios autores como buenos indicadores de las últimas etapas en los procesos de descomposición (Smith 1986; Carvalho et al. 2000; Almeida & Mise 2009; Byrd & Castner 2010; Oliveira-Costa 2011). Sin embargo en este estudio estuvieron presentes desde la etapa de descomposición activa coincidiendo con los resultados obtenidos en otros estudios (Flores 2009; Anderson & Vanlaerhoven 1996).

Dentro de Trogidae fueron capturadas cinco especies con una abundancia muy baja *Omorgus sp* y *O. persuberosus* durante la etapa de descomposición activa, *O. suberosus* y *Polynoncus aeger* en la etapa de descomposición avanzada y *P. gemmingeri* durante restos secos. Las especies de dicha familia se alimentan de queratina y se las puede encontrar asociadas a pelo y cuero de los cadáveres (Rosano & Deloya 2002; Aballay et al. 2008). *Omorgus suberosus* ha sido registrada para la provincia de Mendoza, Argentina, sobre cadáveres de cerdos y caballos (Aballay et al. 2008). Almeida & Mise (2009); Byrd & Castner (2010) y Oliveira-Costa (2011) reportan a la familia como de interés forense.

Para Hymenoptera todos los ejemplares capturados se consideraron necrófilos ya que pueden actuar como predadores (Castillo 2002). Este es el caso de los Formicidae, con una presencia constante en todos los estados de descomposición. Se ha registrado que las hormigas desprenden pequeños trozos de tejido y piel de los cadáveres además de sorber los jugos desprendidos por estos (Byrd & Castner 2010) y también se pueden alimentar de huevos y larvas de dípteros o transportarlos hacia sus hormigueros (Castillo 2002). Las especies más frecuentes fueron *Pheidole sp.1* y *Acromyrmex sp.* *Pheidole* ha sido reportado por Centeno (2002) como importante género necrófilo. Si bien las especies de *Acromyrmex* son de hábitos cortadores, las obreras no se alimentan exclusivamente del hongo que cultivan, sino que también

obtienen nutrientes de jugos vegetales (Byrd & Castner 2010). Es probable que también se alimenten de los fluidos del cadáver.

4.2 Sucesión de la entomofauna cadavérica y especies indicadoras de los estados de descomposición

Del análisis de la sucesión se desprende que diferentes escuadras de insectos se fueron sucediendo en los cadáveres, dependiendo del grado de descomposición de los mismos, lográndose distinguir las clásicas oleadas descritas por Ménézin (1894). Se mantuvieron constantes las familias más importantes de Diptera y Coleoptera comunes en todos los estudios de sucesión. Cada estado de descomposición (excepto el fresco) estuvo caracterizado por un grupo particular de especies de insectos, similares en ambos cuerpos, apoyando las primeras dos hipótesis planteadas en este estudio.

En el estado fresco, que tuvo un día de duración, no se registró la presencia de ningún insecto. Esto se debió probablemente a las condiciones meteorológicas particulares del día de inicio de la experiencia, caracterizado por fuertes vientos lo que hace que la actividad de vuelo de los dípteros sea muy baja (Kuusela 1984).

El tiempo que transcurre desde que se produce la muerte hasta que llegan los primeros insectos y realizan las primeras puestas varía entre las especies y aún dentro de la misma especie dependiendo de las condiciones del hábitat donde se encuentra el cadáver (Castillos 2002). En este estudio la sucesión de insectos siguió el patrón descrito por diversos autores (Centeno & Maldonado 2002; Watson & Carlton 2003; Liria Salazar 2006) en relación a los Órdenes y a las familias que colonizan los cadáveres. Las especies necrófagas, más adaptadas a las condiciones climáticas propias

del momento, son las primeras en llegar a la carroña y poner sus huevos (Castillo 2002). En este estudio, *Chrysomya albiceps*, *Ch. chloropyga*, *Ch. megacephala* y *Lucilia sericata* fueron las especies de dípteros que ovipusieron en el cadáver, y lo hicieron preferentemente en las aberturas naturales ya que éstas presentan cierto grado de humedad y protección para las larvas I. La boca, fosas nasales, pabellones auriculares, ano, heridas y cortes en la piel, son generalmente los lugares preferidos para las puestas de huevos (Pérez de Petinto 1975). *Lucilia sericata* fue probablemente la primera en llegar, considerando que sus posturas se encontraron dentro de la boca. De acuerdo con Shean et al. (1993) la boca es la región anatómica de mayor preferencia por los dípteros y la primera en donde realizan sus puestas debido a que brinda un ambiente ideal de protección y humedad para los huevos. Esto sería consistente con algunos antecedentes que indican que esta especie es la primera en oviponer en los cadáveres en otoño, primavera y verano (Domínguez & Gómez 1963, Estrada et al. 2009) ubicándose las posturas dentro de la boca (Camacho 2005). *Lucilia sericata* presenta también un desarrollo mucho más rápido que el de *Ch. albiceps*, debido a que ésta no ovipone inmediatamente (Castillos 2002), sin embargo, las larvas de *Ch. albiceps* fueron las más abundantes en ambos cerdos. Como ya se explicó anteriormente, de acuerdo con Castillos (2002), una vez que *Ch. albiceps* ovipone, el carácter predador y caníbal de las larvas (a partir de la larva LII) la convierten en la especie dominante en los cadáveres en la estación de verano. De acuerdo al análisis de correspondencia, los adultos de *Ch. albiceps* y sus larvas I estuvieron estrechamente asociados al estado enfisematoso. Si bien los huevos de las diferentes especies de dípteros y las larvas I de *Ch. albiceps* se recolectaron en muy baja proporción en relación a los adultos, estos estados de desarrollo sólo se encontraron a las 24 y 48 hs respectivamente, siendo característicos de este período. Estos resultados concuerdan con los de Camacho (2005) pero discrepan

con lo comúnmente observado en los estudios de sucesión en los cuales las puestas de huevos comienzan a observarse en el estado fresco.

La etapa de descomposición activa tuvo la misma duración que lo observado por Segura et al. (2011) en su estudio y duró un día más que lo observado por Anderson & VanLaerhoven (1996). Independientemente del tiempo de duración del estado, las especies de insectos asociadas a esta etapa en particular (larvas III de *Chrysomya albiceps*, adultos de *Ophyra aenesens*, Sepsidae y de Aleocharinae1) fueron las mismas que en dichos estudios realizados en hábitat semirural en los meses de verano. La marcada disminución en la abundancia que se observa al final de la etapa se debió a la migración de las larvas III para pupar y a la ausencia de adultos de califóridos.

La etapa de descomposición avanzada se caracterizó por la presencia de pupas de *Ch. albiceps* particularmente y por adultos de *Piophilila casei*, aunque la abundancia de estos últimos fue baja. Si bien hay antecedentes de que esta especie prefiere ambientes sombreados (Byrd & Castner 2010) y de que es indicadora de este estado de descomposición (Flores 2009; Segura et al. 2011), su baja abundancia se debió probablemente a su variación estacional, ya que se registra con mayor abundancia en primavera (Battán 2010).

Durante la etapa de restos secos se registró la presencia de ejemplares de *Anthomya punctipennis* y larvas de *Dermestes maculatus* al igual que lo observado por Segura et al. (2011).

Goff (1993) plantea que la duración de cada etapa de la descomposición y las especies que se hallan presentes, varían según la región y época del año y que variaciones menores en la localización de un cadáver pueden provocar diferencias significativas en los rangos de descomposición y en las poblaciones de insectos sobre

los cuerpos. Por tal motivo es importante la realización de estudios de sucesión en distintas zonas y épocas del año hasta en una misma localidad. Los resultados de este estudio son los primeros conocidos sobre la comunidad sarcosaprófaga para la región sur de Uruguay, en verano y servirán para iniciar una base de datos de utilidad para la práctica forense en el país.

4.3 Desarrollo postembrionario de especies de Diptera

El tiempo de desarrollo embrionario de *Chrysomya albiceps* a 28 °C fue muy similar al obtenido en el estudio de Vélez & Wolff (2008) en condiciones ambientales (a 25 ± 3 °C) pero fue más largo que el establecido por Shiravi et al. (2011) a la misma temperatura, pero en condiciones controladas; en particular el estado larval tuvo una duración 3 veces mayor en nuestro estudio. En el caso de *Lucilia sericata*, el tiempo de desarrollo fue mayor que el obtenido en otros estudios realizados a la misma temperatura (28°C) pero en condiciones controladas (Grassberger & Reiter 2001; Shiravi et al. 2011) siendo también el estado larval el que presentó una mayor diferencia. Estos resultados demuestran las diferencias que se pueden presentar en los tiempos de desarrollo de las especies a iguales temperaturas promedio pero con diferentes condiciones (controladas vs. ambientales), lo cual apoya la hipótesis planteada en relación a este tema. La cría de insectos encontrados en el cadáver bajo condiciones controladas, ha sido un componente integral del análisis de la evidencia forense con el fin de determinar el PMI. Sin embargo este estudio pone en evidencia que las fluctuaciones de las temperaturas ambientales tienen un gran efecto sobre el desarrollo. De esto se desprende que es necesario conocer los tiempos de desarrollo de

las especies de interés forense en condiciones similares a las que se pueden encontrar en el campo; esto permitiría realizar estimaciones de PMI más precisas.

La base de datos generada en este estudio sobre TD y ADD a temperatura ambiente (28 °C) brinda información muy útil para aplicar en cálculos de PMI en casos reales a una temperatura similar.

4.4 Especies y estadios de desarrollo potencialmente indicadores de PMI

Los resultados de este estudio apoyan la hipótesis planteada acerca de las principales especies potencialmente indicadoras de PMI. Las oviposiciones de varias especies de Calliphoridae se observaron a las 24 horas; los huevos de *Chrysomya albiceps*, *Ch. chloropyga*, *Ch. megacephala* y *Lucilia sericata* serían buenos indicadores para las primeras horas de la muerte. Considerando la corta duración y sincronidad de los estadios larvales I y II (24 h cada uno) de *Ch. albiceps*, éstos serían buenos indicadores del PMI para los primeros días del deceso, ya que se encontraron a las 48 y 72 hs, respectivamente, en las condiciones del estudio. Por el contrario, si bien las larvas III pueden indicar un PMI mínimo de 4 días, la duración de 7 a 9 días de este estadio no determinaría un PMI exacto. Por otra parte, la escasa variación de la longitud corporal de los estadios larvales I y II permite que este parámetro sea un buen indicador de PMI, no así la longitud de las larvas III, apoyando en parte la hipótesis planteada al respecto. En este estudio el tamaño de las larvas III fue mayor al comienzo del estadio y tendió a disminuir hacia el final del mismo. Esta disminución se debe, por un lado, al inicio del estado de prepupa pero también a la competencia intraespecífica. A medida que transcurre el tiempo, las larvas de mayor tamaño van migrando del cadáver para pupar, quedando las larvas del mismo estadio pero de menor tamaño. Estudios previos han

demostrado que el tamaño alcanzado por la larva III depende de la disponibilidad de alimento, el cual depende del grado de la competencia (Byrd & Castner 2010). Por otra parte la gran variabilidad del tamaño de las larvas III, debido además a otros factores como la temperatura, hace que este estadio no sea considerado un buen indicador del PMI (Castillo 2002). En nuestro caso concreto se observó que el tamaño de las larvas III recolectadas disminuyó durante los días más fríos que a su vez correspondieron a los días de mayor precipitación. Las larvas III de mayor tamaño que se encontraban alimentándose de los tejidos, se protegían debajo de los cuerpos durante los días lluviosos. Esta disminución de los competidores de mayor tamaño hacía que las larvas III de menor tamaño tuvieran una mayor actividad alimenticia en el recurso, motivando el registro de menor tamaño larval. Por lo tanto, el uso del tamaño larval para la determinación del PMI, debe ser considerado con extrema precaución, tomando en cuenta las variaciones de temperatura y condiciones climáticas previas al hallazgo del cadáver.

Otro estado indicador de PMI fueron las pupas de *Chrysomya albiceps* ya que se recolectaron únicamente durante la etapa de descomposición avanzada pudiéndose inferir un PMI mínimo de 11 días.

Dentro de Coleoptera se destacan las larvas de *Dermestes maculatus* como indicadoras de la última etapa de la descomposición (restos secos) permitiendo deducir un PMI de al menos 20 días. Por otra parte *Necrobia rufipes* indicarían un PMI mínimo de 10 días, encontrándose a partir de la descomposición avanzada.

4.5 Perspectivas para el futuro

Este es el primer estudio básico de sucesión de entomofauna cadavérica que se realiza en Uruguay, utilizando uno de los modelos más recomendados para su aplicación a la Entomología Forense. Teniendo en cuenta la gran cantidad de factores bióticos y abióticos que influyen sobre las especies que colonizan los cadáveres y sobre los tiempos de desarrollo de las mismas, se plantea la necesidad de realizar estudios futuros similares que abarquen todas las estaciones del año y en diferentes hábitats, tanto terrestres (ambientes urbanos, ecosistemas costeros, bosques, pastizales etc.) como acuáticos (lagunas, arroyos, ríos). Es importante también recrear en los modelos de estudio diferentes formas de deceso (heridas, disparos, golpes, incineración, etc.). De esta manera se pueden comparar con situaciones posibles de hallazgos de cadáveres humanos.

Otro punto de interés a desarrollar es el conocimiento de los tiempos y tasas de desarrollo de diferentes especies de importancia forense a distintas temperaturas ya que, como se expresó anteriormente, esta es una herramienta de suma utilidad para la determinación del PMI de manera fiable.

Por otra parte, y no menos importante, se plantea la necesidad de realizar estudios de sistemática y diversidad de dípteros, particularmente de Brachycera en Uruguay, ya que el vacío del conocimiento en ésta área es casi absoluta. La falta de estudios y de relevamientos de este grupo de insectos en Uruguay se refleja en la gran escasez de material de referencia en las colecciones. Esto, sumado a la complejidad y diversidad del grupo representó una gran dificultad a la hora de identificar las especies.

5. BIBLIOGRAFÍA

- ABALLAY, F.; G. ARRIAGADA; G. FLORES & N. CENTENO. 2013. An illustrated key to and diagnoses of the species of Histeriade (Coleoptera) associated with decaying carcasses in Argentina. *ZooKey*. 261: 61-84.
- ABALLAY, F.; F. FERNÁNDEZ CAMPÓN; P. MULIERI & S. URQUIZA. 2011. Sarcophagidae (Diptera) de importancia forense en la puna de Catamarca, Argentina: ovoviviparidad como ventaja en condiciones de extrema aridez. *Revista Sociedad Entomológica Argentina*. 70(3-4): 255-266.
- ABALLAY, F.; A. MURÚA; J.C. ACOSTA & N. CENTENO. 2008. Primer registro de artropodofauna cadavérica en sustratos humanos y animales en San Juan, Argentina. *Revista Sociedad Entomológica Argentina*. 67(3-4): 157-163.
- ALMEIDA, L. & K. MISE. 2009. Diagnosis and key of the main families and species of South American Coleoptera of forensic importance. *Revista Brasileira de Entomología*. 53: 227- 244
- ALVES, A.; W. DOS SANTOS & A. CREA-DUARTE. 2014. Diptera (Insecta) de importancia forense da regio Neotropical. *Entomotropica*. 29: 77-94
- AMAT, E.; M. VELEZ & M. WOLFF. 2008. Clave ilustrada para la identificación de los géneros y las especies de califóridos (Diptera: Calliphoridae) de Colombia. *Caldasia*. 30:231-244.
- AMENDT, J. C.; L. CAMPOBASSO & M. GRASSBERGER. 2010. *Current concepts in Forensic Entomology*. London: Springer Dordrecht Heidelberg.

- ANDERSON, J.M. 1982. Inter and intra habitat relationships between woodland Cryptostigmata species diversity and diversity of soil and litter microhabitats. *Oecologia*. 32: 341-348.
- ANDERSON, J.M. 1982. Resource partitioning in the carion beetle (Coleoptera: Silphidae) fauna of Southern Ontario: ecological and evolutionary consideration. *Can. J. Zool.* 60:1314-1325.
- ANDERSON, G. 1997. The use of insects to determinate time of decapitation: A case-study from British Columbia. *Journal of Forensic Sciences*. 42(5): 947-950.
- ANDERSON, G. S & S. L. VANLAERHOVEN. 1996. Initial Studies on Insect Succession on Carrion in Southwestern British Columbia. *Journal of Forensic Sciences*. 41: 4. pp. 617-625
- ANDERSON, G. S. 2001. Insect succession on carrion and its relationship to determining time of death. *Forensic Entomology: the utility of arthropods in legal investigations*. CRC Press, Boca Raton. pp.43-75
- ARNALDOS, M.; E. ROMERA; M. BATTAN; M. MARTINEZ & M. GARCIA. 2001. Estudio preliminar de la fauna entomosarcosaprófaga en la República Oriental del Uruguay. X14 reunión bienal de la Real Sociedad Española de Historia Natural, España: 81.
- ARNALDOS, M.; M. GARCIA & J.J. PRESA. 2011. Sucesión faunística sarcosaprófaga. *Material Docente*. Universidad de Murcia. España. 38pp.
- ARNALDOS, M.; E. ROMERA; M. GARCIA. & A. LUNA. 2001. Initial study on sarcosaprophagus Diptera (Insecta) succession on carrion Southeastern Iberian Peninsula. *International Journal of Legal Medicine*. 114(3): 156-162
- BATTÁN, M.; X. LINHARES; B. ROSS DE FERRADAS & D. GRACÍA. 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, M.; M^a I. ARNALDOS; B. ROSSO1 & M^a D. GARCÍA. 2005. Estudio preliminar de la comunidad sarcosaprófaga en Córdoba (Argentina): aplicación a la entomología forense. *Anales de Biología* .27: 191-201.
- BATTÁN, M.; M. ARNALDOS; E. ROMERA; M. MARTINEZ& M. GARCIA. 2002. Nuevos datos sobre la fauna entomológica en cadáveres en la Región Neotropical. Evaluación de técnicas de muestreo. V congreso argentino de Entomología: 18.
- BENTANCOURT, C; I. SCATONI & E. MORELLI. *Insectos del Uruguay*. Facultad de Agronomía- Facultad de Ciencias. 658 pp
- BEGON, M., J.L. HARPER & C. R. TOWNSEND.1988.*Ecología*. Individuos, poblaciones y comunidades. Omega, Barcelona.
- BELTRÁN, A. & F.A. VILLA NAVARRO.2011. Sucesión de insectos en cadáveres de ratas Wistar (Muridae: *Rattusnorvegicus*) (Berkenhout, 1769) en Bosque húmedo premontano (Ibagué-Colombia). *Revista Tumbaga*. 6: 93-105.
- BORNEMISSZA, G.F. 1956. An analysis of arthropod succession in carrion and the effect of its decomposition on the soild fauna. 1-12 pp.
- BORROR, D.,C. TRIPLEHORN & N. JOHSON. 2002. *Study of insects*. United States of America. Harcourt Brace College Publishers.
- BROWN, B.V.; A. BORKENT; J.M. CUMMING; D.M. WOOD; N.E. WOODLEY & M.A. ZUMBADO. 2009. *Manual of Central American Diptera*; Vol. 1. NRC Research Press, Ottawa
- BUENAVENTURA, E.; G. CAMACHO; A. GARCIA & M. WOLFF. 2009. *Sarcophagidae (Diptera) de importancia forense en Colombia: claves taxonómicas*,

- notas sobre su biología y distribución. *Revista Colombiana de Entomología*. 35(2): 189-196.
- BYRD, J. & J. CASTNER. 2010. *Forensic Entomology: the utility of arthropod in legal investigations*. 2nd ed. CRC Press. USA. 705 p.
- BYRD, J. & J. CASTNER. 2001. *Forensic Entomology: the utility of arthropod in legal investigations*. CRC Press. USA. 418 p.
- CALABUIG, J.C. & C.E. VILLANUEVA. 2004. *Medicina Legal y Toxicológica*. Sexta edición. Barcelona, España. 1395 pp.
- CALDERÓN-ARGUEDAS O.; A. TROYO; M.E. SOLANO. 2005. Cuantificación de formas larvales de *Syntesiomya nudiseta* (Diptera: Muscidae) como un criterio en el análisis de intervalo post mortem. *Parasitol Latinoamerica*. 60: 138-143.
- CAMACHO, 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: 189-197.
- CARVALHO, C. J. 1993. A Catalogue of the Fannidae and Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region. Parte II. (II-1 a II-201)
- CARVALHO, C.J. & C.A. MELLO-PATIU. 2008. Key to the adults of the most common forensic species of Diptera in South America. *Revista Brasileira de Entomologia*. 56(1): 7-14.
- CARVALHO, C. J.; M. COURI; A. PONT; D. PAMPLONA & S. LOPES. 2005. A Catalogue of the Muscidae (Diptera) of the Neotropical Region. *Zootaxa* 860: 1-282.
- CARVALHO, L.M; P. THYSSEN; A. LINDARES & F.PALHARES. 2000. A Checklist of arthropods associated with pig carrion and human corpses in southeastern Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 95(1): 135-138

- CASTILLOS, M.. 2002. Estudio de la entomofauna asociada a cadáveres en el Alto Aragón (España). Monografías Sociedad Entomológica Aragonesa. 96 pp
- CATTS, E.P. & N.H. HASKELL. 1990. Entomology and Death: A procedural Guide. Joyce Print Shop. 83 pp.
- CATTS, E.P. & M.L. GOFF. 1992. Forensic entomology in criminal investigations. Annual Reviews of Entomology, 37: 253-272.
- CENTENO, N. 2002. Experimentos de campo sobre sucesión de fauna cadavérica. Actas y Trabajos del V Congreso Argentino de Entomología. Argentina. 67-69 pp.
- CENTENO, N & M. MALDONADO. 2002. Entomofauna cadavérica asociada a cuerpos encerrados. In: Simposio de Entomología Forense. 434 pp.
- CENTENO, N; M. MALDONADO & A. OLIVA. 2002. Seasonal patterns of arthropods occurring on sheltered and unsheltered pig carcasses in Buenos Aires Province (Argentina). Forensic Science International. 126: 63-70.
- CHÁVES, D.; S. RENDÓN; E. BALDERRAMA & A. MERCADO. 2012. Investigación de fauna cadavérica forense y determinación del intervalo post mortem a través del estudio de muestras entomológicas en Cochabamba, Bolivia. www.univalle.edu/publicaciones/revista-salud.
- CIMINARI N .; J. DEITOS; M. FONTAU; M. NIEVA ALVAREZ & M. SPINELLI. 2007. Informe de Investigacion Bibliográfica. Argentina. 14 pp
- COE M. 1978. The decomposition of elephant in the Tsavo (East) National Park, Kenya. Journal of Arid Environments. 1: 71-86.
- COURI, M. S.; A. M. CUNHA, S. M. SOUZA , & M. LAETA. 2009. *Ophyra capensis* (Wiedemann) (Diptera, Muscidae) found inside the esophagus of a mummy in Lisbon (Portugal). Pap. Avul. Zool., S. Paulo 49 (6): 87-91.

- DENNO, R.F. & W.R. COTHRAN.1976. Competitive interaction and ecological strategies of sarcophagid and calliphorid flies inhabiting rabbit carrion. *Annals of the Entomological Society of America*. 69:109-113.
- DE SOUZA, A.M. & A.X. LINHARES.1997. Diptera and Coleoptera of potential forensic importance in southeastern Brasil: relative abundance and seasonality. *Medical and Veterinary Entomology*. 11:8-12.
- DOMÍNGUEZ, M.C. & F. ABALLAY. 2008. A new species of the genus *Fannia* Robineau-Desvoidy (Diptera: Fanniidae) collected on pig carrion in Mendoza, Argentina. *Annales Zoologici*. 58 (4): 819-824.
- DOMÍNGUEZ, J. & L. GOMÉZ. 1963. Momificación cadavérica y particularmente rápida, operada bajo acción de numerosas larvas de *Chrysomya albiceps* Wiedemann, 1819. *Revista Ibérica de Parasitología*. 23: 43-62.
- EARLY, M. & L.GOFF. 1986. Arthropod succession patterns in exposed carrion on the O'ahu Hawaiian Island. *Journal Medical Entomology*. 23: 520-531.
- ESTRADA. D; M. GRELLA; P. THYSSEN; A. LINHARES.2009. Taxa de desenvolvimento de *Chrysomya albiceps* (Wiedemann) (Diptera: Calliphoridae) em dieta artificial acrescida de tecido animal para uso forense. *Neotropical Entomology*. 38(2): 203-207
- FERREIRA KRUGER, R.; L.D. WENDT & P. BRETANHA RIBEIRO.2011.The effect of environment on development and survival of pupae of the necrophagous fly *Ophyra albuquerquei* Lopes (Diptera, Muscidae). *Revista Brasileira de Entomología*. 55(3): 401-405.
- FERNÁNDEZ, L.; N. CABRERA & C. GABELLONE.2005. Los ejemplares tipo de Histeridae (Coleoptera), depositados en la colección del Museo de La Plata. *Revista del Museo de La Plata, Argentina*. 47: 1-6.

- FLORES, L. 2009. Sucesión de entomofauna cadavérica utilizando como biomodelo cerdo blanco, *Sus scrofa* L. Tesis Doctoral. Montecillo, Mexico. 204 pp.
- FLOREZ, E. & M. WOLFF.2009. Descripción y Clave de los Estadios Inmaduros de las Principales especies de Calliphoridae (Diptera) de Importancia Forense en Colombia. *Neotropical Entomology*. 38: 418-429.
- GALANTE, E. & M.A. MARCOS-GARCÍA.1997. Detritívoros, Coprófagos y Necrófagos. Los artrópodos y el hombre. *Bol.S.E.A.* 20: 57-64.
- GARCIA-ROJO, A.M. 2004.Estudio de la sucesión de insectos en cadáveresen Alcalá de Henares (Comunidad Autónoma de Madrid) utilizando cerdos domésticos como modelos animales. *Boln. S.E.A.* 34: 263-269.
- GARCIA, M.D., M.I. ARNALDOS, E.R. LOZANO Y A. LUNA.2004. La entomología forense en España. In: Calabuig, J.A. & C.E. Villanueva. *Medicina Legal y Toxicológica*. Sexta Edición.España.1395 pp
- GOFF M. L. 1993. Estimation of Postmortem Interval using Arthropods development and Successional Patterns. *Forensic Sci. Rev.*5:81-94
- GOFF M.L.; M.D. GARCIA; M.I. ARNALDOS; E.R. LOZANO & A.LUNA.2004. Entomología cadavérica: fundamentosy aplicación. Referencia a la entomología española.*Medicina Legal y Toxicológica*. Sexta Edición.España 253-262 pp.
- GÓMEZ-GÓMEZ, A.; D. MARTÍN-VEGA; C. BOTÍAS-TALAMANTES; A. BAZRAMOS & L.M. DÍAZ-ARANDA.2007.La Entomología Forense en España: pasado, presentey perspectivas de futuro. *Cuad. Medico Forense*.13(47): 21-32
- GONZÁLEZ PEÑA, C.F.1997. Los insectos y la muerte. Los artrópodos y el hombre. *Bol.S.E.A.* 20: 285-290.

- GONZALEZ-VAINER P. & L. CIBILS 2010. Preliminary study of arthropod succession on exposed Rat carrion in Uruguay. 8th meeting of European Association for forensic entomology: Murcia : 61.
- GONZÁLEZ, J.L.; J.M. HERNÁNDEZ.1990. Programa en BASIC para el cálculo de grados/días. Boletín de Sanidad Vegetal. 16: 159-164.
- GRASSBERGER, M. & C. FRANK. 2004. Initial study of arthropod succession on pig carrion in a Central European urban habitat. J. Med. Entomol. 41(3): 511-523.
- GRASSBERGER, M.; E. FRIEDRICH & C. REITER. 2003. The blowfly *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae) as a new forensic indicator in Central Europe. Int. J. Legal. Med. 117: 75-81.
- GUIMARAES, J.; A. PRADO & A. LINHARES. 1978. Three newly introduced blowfly species in southern Brazil (Diptera: Calliphoridae). Revista Brasileira de Entomologia. 22: 53-60.
- GULLAN, P.J. & CRANSTON, P. S. 1994. Insect of soil, litter, carrion and dung. In: The Insect. An outline of Entomology. (Eds. Chapman & Hall), Londres.491 pp.
- HAGSTRUM D.W. & LEACH C.E.1972. Role of constant and fluctuating temperatures in determining developmental time and fecundity of three species of stored products Coleoptera. Ann. Entomol Soc Am. 66:407-410
- HALL, D.G. 1984. Blowflies of North America. Lafayette, Indiana.
- INTRONA, F. JR.; B. ALTAMURA; A. DELL'ERBA & V. DATTOLI. 1989. Time since death definition by experimental reproduction of *Lucilia sericata* cycles in growth cabinet. Journal of Forensic Science. 34(2): 478-480.
- KATAKURA, H. & R. UENO. 1985. A preliminary study on the faunal make-up and spatio-temporal distribution of carrion beetles (Coleoptera: Silphidae) on the Ishikari Coast, Northern Japan. Jap. J. Ecol. 35: 461-468.

- KITCHING, R.L.; D. BICKEL; A.C. CREAGH; K.HURLEY & C. SYMONDS. 2004. The biodiversity of diptera in Old World rain forest surveys: a comparative faunistic analysis. *Journal of Biogeography*. 31: 1185-1200.
- KUUSELA,S. 1984. Suitability of carrion flies for field experiments on reproductive behaviour. *Annals. Ent. Fennici*. 50: 1-6.
- LANNACONE J. 2003. Artropodofauna de importancia forense en un cadáver de cerdo en el Callao, Peru. *Revista Brasileira de Zoología*.
- LATTKE , J.E. 2003. Sinopsis de tribus y géneros neotropicales. En: Fernandez F. *Introduccion a las hormigas de la región Neotropical*. Humboldt. Bogotá.Colombia. 265pp.
- LECLERCQ, M. 1978. *Entomologie et Médecine Légale. Datation de la mort*. Coll. Del Médecine Légale et de Toxicologie Médicale. Masson. Paris. 100pp
- LIRIA SALAZAR, J.2006. Insectos de importancia forense en cadáveres de rata, Carabobo-Venezuela. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*. 23(1): 33-38
- LORD, W. & J. BURGER.1984. Arthropods associated with herring gull (*Larus argentatus*) and great black-backed gulls (*Larus marinus*) carrion on islands in the gulf of Maine. *Environ Entomol*. 1261-1268.
- MAGAÑA, C.2001. La Entomología Forense y su aplicación a la medicina legal. *Data de la muerte*.Boletin de la Sociedad Entomológica Aragonesa (SEA). 28:49-57
- MARCHENKO, M. 2001. Medico legal relevance of cadaver entomofauna for the determination of the time since of death. *Acta. Med. Legal Soc*. 38: 257-302.
- MARCHENKO, M. 1988. Medico legal relevance of cadaver entomofauna for the determination of the time of death. *Forensic Science International*. 120: 89-109.

- MARILUIS, J.C. & J.A. SCHNACK. 1986. Ecología de una taxocenosis de Calliphoridae del área platense (Insecta, Diptera).12: 81-91.
- MARILUIS, J.C. & S. PERIS. 1984. Datos para la sinopsis de los Calliphoridae neotropicales. Revista Española de Entomología. 50: 67-86.
- MARINHO, C.; L. BARBOSA; A. AZEVEDO; M. QUEIROZ; M. VALGODE & AGUIAR-COELHO, V. 2006. Diversity of Calliphoridae (Diptera) in Brazil Tingua Biological Reserve. Brazilian Journal of Biology. 66:1-6.
- MARQUEZ, A. 2008. Entomología Forense: Analisis da entomofauna em cadáver de *Sus scrofa* (L), na regioao de Oeiras, Portugal. Tesis de Maestrado em Biologia Humana e Ambiental. 66 pp.
- MARQUEZ, J. & J.L. NAVARRETE.1994. Especies Staphylinidae (Insecta: Coleoptera) asociadas a detritos de *Atta mexicana* (Hymenoptera: Formicidae) en dos localidades Morelos, Mexico. Folia Entomol. 31-46 pp.
- MARTINEZ M. D.; M.I. ARNALDOS; ROMERA E. & M.D. GARCIA. 2002. Los formicidae (Hymenoptera) de una comunidad sarcosaprofaga em um ecosistema mediterraneo. Anales de Biología.24:33-44.
- MARTÍNEZ, E.; P. DUQUE; M. WOLFF.2006. Succession pattern of carrion-feeding insects in Paramo, Colombia. Forensic Science International.166: 182-189.
- MARTÍNEZ, H.; F. JARAMILLO; J. ESCOTO; M. RODRÍGUEZ; F. POSADAS & E. MEDINA. 2009. Estudio comparativo preliminar de la sucesión de insectos necrófagos en *Sus scrofa* intoxicados con paratión metílico, en tres periodos estacionales. Revista Mexicana de Ciencias Farmacéuticas.40(3): 5-10.
- MAVAREZ, M.; A. ESPINA DE FERREIRA; F. FERRE & J. PAZ. 2005. La entomologia forense y el Neotropico. Cuadernos de Medicina Forense. 11: 23-33.

- MÉGNIN, P. 1894. La fauna de los cadáveres. Aplicación de la entomología a la medicina legal. Ed facsímil: Lib. "Paris-Valencia", DL 1992. Valencia 185 pp..
- MISE, K.; L. MASSUTTI; M. MOURA. 2007. Levantamiento da fauna de Coleoptera que habita a carcaca de *Sus scrofa* L., em Curitiba, Paraná. Revista Brasileira de Entomología. 51(3): 358-368.
- MORENO, C. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. Manual y Tesis. Zaragoza.
- MORETTI, T. & P. THYSSEN. 2004. Miíasis primária em coelho domestico *Oryctolagus cuniculus* (Lagomorpha: Leporidae) causada por *Lucilia eximia* (Diptera. Calliphoridae) no Brasil. Arq. Inst. Biol. 71: 619-621.
- MOURA M. & C. DE CARVALHO. 1997. A preliminary analysis of insects of medico-legal importance in Curitiba, State of Parana. In: Memorias del Instituto Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro.92 (2): 269-274.
- MULIERI; P.; J.C. MARILUIS & L. PATITUCCI. (2010). Review of the Sarcophaginae (Diptera: Sarcophagidae) of Buenos Aires Province (Argentina), With a key and description of anew species. Zootaxa,2575: 1-37.
- MULIERI; P.; J.C. MARILUIS & L. PATITUCCI. En prensa. Calliphoridae. Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. 3: 127-138.
- NABAGLO, L. 1973. Participation of invertebrates in descomposition of rodent carcasses in forest ecosystems. Ekol. Polska. 21: 251-269.
- NIEDEREGGER, S.; J. PASTUSCHEK & G. MALL. 2010. Preliminary studies of the influence of fluctuating temperatures on the development of various forensically relevant flies. Forensic Sci. Int. 199(1): 72-78.
- NIHEI, S. & M.C. DOMÍNGUEZ. 2008. Muscidae. In: Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, Vol. 2.

- OLIVA, A. 2002. Diptera (Insecta) de interés forense o causantes de Miasis. Claves artificiales para estadios preimaginales, Actualizaciones en antropología sanitaria argentina. 302.
- OLIVA , A. 1997. Insectos de interés forense de Buenos Aires (Argentina). Primera lista ilustrada y datos bionómicos. Rev. Mus. Arg. Cienc. Nat. “Bernardino Rivadavia”. 7:13-59.
- OLIVEIRA-COSTA, J. 2011. Entomologia forense: quando os insetos são vestígios. Campinas. Ed. Millennium. 3ª ed. 522 p.
- ORDÓÑEZ, A.; M.D. GARCÍA & G. FAGUA.2008. Evaluation of the collection efficiency of the Schoenly trap for collecting adult sarcosaprophagus dipterans. J. Med. Entomol. 3:522-532.
- PAPE, T.; G. DAHLEM; C.A. MELLO-PATIU & M. GIROUX. 2009. The world of flesh flies (Diptera: Sarcophagidae). www.zmuc.dk/entoweb/sarcoweb/sarcweb/sarc
- PATITUCCI, L., P. MULIERI, A. OLIVA & J.C. MARILUIS. 2010. Status of the forensically important genus *Ophyra* (Diptera: Muscidae) in Argentina. Rev.Soc. Entomológica Argentina. 69(1-2): 91-99.
- PATITUCCI, L.; P. MULIERI; M.C. DOMÍNGUEZ; J. C. MARILUIS & J.A. SCHNACK. 2011. Estudio preliminar de Calyptratae (Diptera) en la Reserva Natural Estricta Otamendi, Buenos Aires, Argentina. 70 (3-4): 157-168.
- PATITUCCI, L., P. MULIERI, M. OLEA & J.C. MARILUIS. 2013. Muscidae (Insecta: Diptera) of Argentina: revisión of Buenos Aires province fauna, with a pictoral key to species. Zootaxa (4): 301-347.
- PAYNE, J. A. 1965. A summer carrion study of the baby pig (*Sus scrofa*). Ecology 46:592-602.

- PECEROS, E. 2011. Sucesión entomológica asociada a procesos de descomposición de carcasas de cerdo (*Sus scrofa* L., 1758) en la provincia de Huarochirí. Tesis de Grado. Lima, Perú. 125 pp.
- PEREZ DE PETINTO, M. 1975. La miasis cadáverica en la esquelitización. *Revista de la Sociedad Española de Historia Natural*. Madrid. 463- 482.
- PÉREZ S.P., DUQUE P., WOLFF M. 2005. Successional behavior and occurrence matrix of carrion-associated arthropods in the urban area of Medellín, Colombia. *J. Forensic Sci.* 50(2):448-54.
- PINTO, J; R. FERREIRA; C. CARVALHO & P. RIBEIRO. 2010. Evidence of the influence of Malaise trap age on its efficiency in the collection of Muscidae (Insecta, Diptera). *International Journal of Tropical Insect Science*. 30 (2): 115–118.
- PRADO E CASTRO, C., D. CHICHORRO, A. SERRANO & M.D. GARCÍA. 2009. A modified version of Schoenly trap for collecting sarcosaprophagous arthropods. Detailed plans and construction. *Anales de Biología*. 31: 1-6.
- PUTMAN, R. 1983. *Carrion and Dungs. The descomposition of animal Wastes*. Edward Arnold, London.
- QUEIROZ, M.M. 1996. Temperature requeriments of *Chrysomya albiceps* (Diptera: Calliphoridae) under laboratory conditions. *Mem. Inst. Oswaldo Cruz*. 91(6): 785-788.
- REED H. B. 1958. A study of dog carcass communities in Tennessee, with special reference to the insects. *The American Midland Naturalist* 59: 213-245. (Diptera: Calliphoridae). <http://arxiv.org/PS-cache/arvix/pdf>
- REIBE, S.; P. DOETINCHEM & B. MADEA. 2010. A new simulation based model for calculating post-mortem intervals using developmental data for *Lucilia sericata*

- RICHARDS, C.S.; K.L. CROUS & M.H. VILLET. 2009. Models of development for blowfly sister species *Chrysomya chloropyga* and *Chrysomya putoria*. Med. Vet. Entomol. 23(1): 56-61.
- RICHARDS, O. W. & R. G. DAVIES. 1985. Tratado de entomología. Imms. Vol. 2, pp. 565- 694. Omega.
- RODRIGUEZ, W.C. & W.M. BASS.1983. Insect activity and its relation o decay rates of human cadavers in east Tennessee. J. Forensic Sci. 28: 423-432.
- ROSANO, H. & C. DELOYA.2002. Interacción entre trogidos (Coleoptera: Trogidae) y tortugas marinas (Reptilia: Cheloniidae) en el pacifico mexicano. Acta Zoológica Mexicana.87: 29-46.
- SAKURA E. 2005. Caracterización de entomofauna cadavérica y tiempo de desarrollo larvario en la localidad de Mecapaca, La Paz, Bolivia. Tesis de maestria. 1-90 pp.
- SAVAGE, J.; T. WHEELER; A.MOORES & A.TAILLEFER.2011. Effects of habitat size, vegetation cover and surrounding land use on dipteran diversity in temperate bog. Society of Wetland Scientists. 31: 125-134.
- SCHNACK, J.A.; J.C. MARILUIS; N. CENTENO & J. MUZÓN. 1995. Composición específica, ecología y sinantropía de Calliphoridae (Insecta: Diptera) en el Gran Buenos Aires. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina, 54 (1-4): 161-171.
- SCHROEDER, H.; H. KLOTZBACH & K. PUSCHEL.2003.Insect's colonization of human corpses in warm and cold season. Legal Medicine. 5: 372-374.
- SCHOENLY, K. ; K. GRIEST & S. RHINE. 1991. An experimental field protocol for investigating the postmortem interval using multidisplinary indicators. Journal of Forrensic Sciences. JFSCA. 36(5): 1395-1415.

- SEGURA N.; M.BONILLA; W.USAQUÉN & F. BELLO. 2011. Entomofauna resource distribution associated with pig cadavers in Bogotá DC. Medical and Veterinary Entomology. 25: 46-52.
- SHEAN, B; L. MESSINGER & M. PAPWORTH. 1993. Observations of differential decomposition on sun exposed shaded pig carrion in coastal Washington state. Journal of Forensic Sciences. 38(4): 938-949.
- SIMONIN, C. 1980. Medicina Legal Judicial. Editorial JIMS, Barcelona, España, 2^{da} Edición. 719-809.
- SMITH, K.1986. A Manual of Forensic Entomology. The Trustees of the British Museum. 205 pp
- TABOR, K.; R. FELL & C. BREWSTER. 2005. Insect fauna visiting carrion in Southwest Virginia. Forensic Science International.150: 73-80.
- TABOR, K.; R. FELL & C. BREWSTER. 2004. Analysis of the successional patterns of insects on carrion in southwest Virginia. Med. Entomol. 41: 785- 795
- TOWNES, H. 1962. Design of a Malaise Trap. Procedures of the Entomological Society of Washington. 64: 253-262.ropical rainforest on Oahu Island, Hawaii. Journal Med. Entomol. 24: 332-339.
- VASCONCELOS, S.; T. CRUZ; R.SALGADO & P. THYSSEN.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: 1-11.
- VASCONCELOS, S. & M. ARAUJO. 2012. Necrophagus species of Diptera y Coleoptera in northeastern the forensic entomologist. Revista Brasileira de Entomologia. 56(1):7-14.

- VASQUEZ, L.J. 2007. Pautas básicas para el manejo de animales de experimentación en investigación biomédica. Departamento de morfología, Facultad de Ciencias de la Salud. Universidad de Cauca.
- VÉLEZ, M.C. & M. WOLFF.2008. Rearing five species of Diptera (Calliphoridae) of forensic importance in Colombia in semicontrolled field conditions. *Papéis Avulsos de Zoologia*. 48(6): 41-47.
- WATSON, E. D. & C.E. CARLTON. 2003. Spring succession of necrophilous insects on wildlife carcasses in Louisiana. *J.Med. Entomol.* 40: 338-347.
- WELLS, J.D. & H. KURAHASHI.1994. *Chrysomya megacephala* (Fabricius)(Diptera: Calliphoridae) development: rate, variation and implications for forensic entomology. *Japanese Journal of Sanitary Zoology*. 45:303-309.
- WHITE, R. 1983. A field guide to the Beetles. Houghton Mifflin Company Boston. 368 pp.

6. APÉNDICES

6.1 Apéndice 1

Tabla 1. Entomofauna recolectada en las trampas de caída a diferentes distancias de los cuerpos. Los taxa marcados con * no fueron incluidos en el estudio

Orden	Familia	Especie	Abundancias 0,50 metros	Abundancias 3,0 metros
Diptera				
	Calliphoridae	<i>Ch. albiceps</i>	50	2
		Larvas	407	74
		Pupas	7	5
	Musidae	<i>O.aenesens</i>	6	0
	Piophilidae	<i>P. casei</i>	4	0
	Anthomyiidae	<i>A. puntipenis</i>	4	1
	Culicidae *		6	2
	Cecidomyiidae *		2	0
Coleoptera				
	Staphilinidae	Aleocharinae 1	1	0
		Aleocharinae .2	3	0
		<i>Aleochara sp.1</i>	1	0
		<i>Lathrobium sp.</i>	4	0
		<i>Platydracus sp.</i>	5	1
		<i>Rugilussp.</i>	4	1
	Histeridae	<i>E. azureus</i>	22	4
		<i>E.connectens</i>	4	0
		<i>C. troglodites</i>	2	1
		<i>P. rufinotus</i>	4	0
	Dermestidae	<i>D. maculata</i>	3	0
		Larva <i>D. maculata</i>	10	6
	Cleridae	<i>N. rufipes</i>	4	1
		<i>N.ruficollis</i>	1	0
	Trogidae	<i>Omorgus sp.</i>	1	0
		<i>O. suberosus</i>	1	0
		<i>O. persuberosus</i>	1	0
		<i>P. aeger</i>	1	0
		<i>P. gemmingeri</i>	1	0
	Scarabaeidae*	<i>Ontophagus hirculus</i>	1	0
		<i>Ataenius sp1.</i>	1	0
		<i>Ataenius sp2.</i>	0	1
		<i>Diloboderus abderus</i>	0	1

Tabla 1(continuación). Entomofauna recolectada en las trampas de caída a diferentes distancias de los cuerpos. Los taxa marcados con * no fueron incluidos en el estudio

		Abundancias 0,50 metros	Abundancias 3,0 metros	
Coleoptera	Mycethofagidae *	7	5	
	Erotylidae *	1	0	
	Coccinellidae *	0	3	
	Curculionidae * <i>Naupactus leucoloma</i>	1	1	
	Carabidae *	2	0	
	Scolytidae* <i>Xyleborus ferrugineus</i>	0	1	
	<i>Xyleborus sp.</i>	0	2	
Hymenoptera				
	Formicidae	<i>Pheidole sp.1</i>	56	20
		<i>Pheidole sp.2</i>	0	2
		<i>Acromyrmex sp.</i>	12	21
		<i>Ectatomma sp.</i>	4	1
		<i>Pogonomyrmex sp.</i>	4	1
		<i>Pseudomyrmex sp.</i>	0	1
		<i>Solenopsis sp.</i>	0	1
		<i>Pachycondyla sp.</i>	0	1
	Otros *	12	3	
Hemiptera*		3	4	
Collembola*		59	22	
Blattaria*		4	1	
Grylloblattodea*		2	2	
Isopoda*		34	16	
Miriapoda*		1	3	
Acaridae*		170	46	
Arañas*		3	2	
Opilionidae*		0	2	
Escolopendra*		0	1	

6.2 Apéndice 2

Tabla 1. Contribuciones de los estados y las especies *Ch.albiceps* y *D. maculata* a las dimensiones (*Ch. albiceps* – LI= *Ch. albiceps* larvas I; *Ch. albiceps* – LII= *Ch. albiceps* larvas II; *Ch. albiceps* – LIII= *Ch. albiceps* larvas III; *Ch. albiceps* –P= *Ch. albiceps* pupas; *D. maculata*-L= *D. maculata* larvas)

Estados	Inercia	Contribución Dimensión 1	Contribución Dimensión 2
Enfisematoso	0,423	0,891	0,001
Descomposición activa	0,137	0,074	0,264
Descomposición avanzada	0,189	0,026	0,255
Restos secos	0,251	0,009	0,481

Especies	Inercia	Contribución Dimensión 1	Contribución Dimensión 2
<i>Ch albiceps</i> –LI	0,433	0,892	0,010
<i>Ch. albiceps</i> -LII	0,035	0,013	0,069
<i>Ch. albiceps</i> -LIII	0,189	0,068	0,153
<i>Ch. albiceps</i> -P	0,179	0,012	0,156
<i>D.maculata</i> -L	0,274	0,015	0,620

Tabla 2. Contribuciones de los estados, especies y familias de dípteros a las dimensiones

Estados	Inercia	Contribución Dimensión 1	Contribución Dimensión 2
Enfisematoso	0,554	0,101	0,527
Descomposición activa	0,499	0,562	0,001
Descomposición avanzada	0,086	0,298	0,282
Restos secos	0,295	0,140	0,716

Tabla 2 (Continuación). Contribuciones de los estados, especies y familias de dípteros a las dimensiones

Familias y especies	Inercia	Contribución Dimensión 1	Contribución Dimensión 2
<i>Ch albiceps</i>	0,600	0,105	0,623
<i>O. paulistensis</i>	0,007	0,008	0,002
<i>O.aenesence</i>	0,413	0,051	0,230
<i>F.canicularis</i>	0,056	0,053	0,080
<i>F.sanihue</i>	0,064	0,020	0,369
<i>P.casei</i>	0,071	0,686	0,012
<i>A. puntipenis</i>	0,606	0,626	0,167
Sepsidae	0,373	0,321	0,574
Heleomyzidae 1	0,096	0,030	0,237

Tabla 3. Contribuciones de los estados y especies de coleópteros a las dimensiones

Estados	Inercia	Contribución Dimensión 1	Contribución Dimensión 2
Descomposición activa	0.192	0,162	0,755
Descomposición avanzada	0,090	0,189	0,210
Restos secos	0,018	0,649	0,035

Familias y especies	Inercia	Contribución Dimensión 1	Contribución Dimensión 2
<i>E.azureus</i>	0,439	0,453	0,006
<i>Aleocharinae I</i>	0,507	0,020	0,736
<i>D.maculatus</i>	0,021	0,020	0,046
<i>N.rufipes</i>	0,037	0,036	0,056