

DEC 24 1976

No. 5318

26

T. OKADA

NOTAS SOBRE A CAPTURA, CONSERVAÇÃO
E IDENTIFICAÇÃO DAS DROSÓFILAS DE PORTUGAL

M. T. ROCHA PITÉ



ARQUIVOS
DO
MUSEU
BOCAGE

Série Extensão
Cultura e Ensino
1975
n.º 10

Publicação do Museu e Laboratório Zoológico e Antropológico
FACULDADE DE CIÊNCIAS DE LISBOA

5-11-76
with my best
regards
Rita Pité

NOTAS SOBRE A CAPTURA, CONSERVAÇÃO E IDENTIFICAÇÃO DAS DROSÓFILAS DE PORTUGAL

por

M. T. ROCHA PITÉ *

ÍNDICE

INTRODUÇÃO

1 — Captura

1.1 — *Considerações ecológicas*

2 — Conservação em laboratório

2.1 — *Meios de cultura*

2.2 — *Tratamento de Infestação de Bactérias, Fungos e Ácaros*

3 — Chaves de Identificação

3.1 — *Acerca das espécies predominantes em Portugal*

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

FIGURAS

INTRODUÇÃO

As espécies do género *Drosophila*, em particular a *D. melanogaster* MEIGEN 1830, foram utilizadas inicialmente apenas em estudos de Genética e mais tarde, não só em estudos de Fisiologia e Comportamento animal, como ainda no acesso aos problemas gerais de evolução orgânica.

Ultimamente têm sido também utilizadas em estudos ecológicos e bioquímicos.

* Centro de Fauna Portuguesa das Universidades de Lisboa. Museu e Lab. Zoológico e Antropológico da Faculdade de Ciências de Lisboa.

Por este motivo, ou seja, pelo facto de as drosófilas se terem vindo a revelar animais muito úteis não só em investigação laboratorial, como também de campo, é nossa intenção dar uma ideia, embora muito sucinta, sobre o seu processo de captura e conservação em laboratório, além de uma chave simples para a identificação das espécies encontradas até ao momento em Portugal. (cf. HADORN & al, 1952; ROCHA PITÉ, 1972, 1975).

Não faremos uma descrição do género *Drosophila*, o que alongaria demasiado o texto, além de que ela pode ser obtida, consultando WILEY (1950), BURLA (1951), SHORROCKS (1972) e outros. Do mesmo modo, uma descrição dos principais caracteres com interesse taxonómico pode encontrar-se em STURTEVANT (1942), BURLA (1951) e MONCLÚS (1964).

Serão, no entanto, incluídas no texto, duas breves notas, uma acerca das condições mais favoráveis de captura das drosófilas baseada na nossa experiência de campo, outra respeitante às espécies predominantes no País.

Este trabalho destina-se sobretudo a ser utilizado por alunos universitários e professores do ensino secundário, podendo também ser útil como consulta, a quem deseje utilizar estes animais para qualquer tipo de estudo.

1. CAPTURA

O método mais usual para captura das drosófilas consiste em atraí-las para um isco, cujo poder atractivo é diferente consoante as espécies. Assim, o mais utilizado e que atrai um maior número de espécies é a banana fermentada. No entanto, a maça fermentada também se tem revelado um óptimo isco, assim como uma mistura de frutos à qual se adiciona, da mesma forma, fermento.

Algumas espécies podem ainda ser colhidas em vegetais decadentes, carne em putrefacção, fungos, seiva de árvores, excremento animal e humano, flores carnudas, etc.

O isco é introduzido em armadilhas que podem ter as mais diversas formas desde copos de papel parafinado ou de plástico suspensos por meio de um cordel nos troncos de árvores, a simples latas ou frascos de tamanho médio colocados directamente no solo. Caso desejemos conservar as drosófilas no interior das armadilhas, facilitando, portanto, a sua entrada e dificultando a sua saída, basta colocarmos uma rolha, munida de 2 furos, num frasco de vidro claro transparente. Qualquer que seja o tipo de armadilha utilizada, ela deve estar protegida não só da chuva como também das grandes intensidades de iluminação, pelo que é conveniente usar, sobre a mesma, uma protecção.

As armadilhas devem ser colocadas no local pretendido, pelo menos na véspera ou antevéspera do dia da colheita.

Na altura da colheita, é necessário uma rede de dimensões médias, que estreite ligeiramente para a extremidade, com a qual se faz uma batida em torno das armadilhas e da vegetação que se encontre próximo. Também é fundamental o uso de um aspirador (1) para retirar os indivíduos da rede e, se necessário, das armadilhas.

Finalmente, as drosófilas capturadas são transportadas para o laboratório em pequenos tubos de vidro contendo álcool a 70° ou, caso as desejemos vivas, em tubos ou frascos contendo meio de cultura apropriado.

1.1 — Considerações ecológicas

Apesar de a *Drosophila* ser vulgarmente conhecida como «mosca do vinagre», nunca capturámos qualquer indivíduo deste género nesta substância, pelo que preferimos não utilizar esta designação; apenas uma única espécie, *D. funebris*, tem surgido com abundância em lagares, adegas e em recipientes contendo azeitonas.

A maioria das espécies portuguesas conhecidas até ao momento, têm sido colhidas em armadilhas contendo como isco a banana fermentada.

Ao realizar-se uma colheita deve ter-se em consideração diversos factores, sendo uns inerentes ao local e outros ao momento próprio de captura. Dos primeiros, temos a salientar a proximidade ou não do Homem, a altitude e o tipo de vegetação e, dos segundos, não só o grau de fermentação do isco como também a época do ano, a hora e as condições climáticas de momento, como sejam, a temperatura, a humidade, a intensidade de iluminação, a pluviosidade e a velocidade do vento.

Assim, certas espécies tais como *D. simulans*, *D. immigrans* e mesmo *D. subobscura* surgem com abundância nas proximidades de habitações. Destas, tanto *D. simulans* como *D. subobscura* também abundam em locais afastados das mesmas, tais como nas florestas, sendo a sua presença nas armadilhas função da época do ano, como se verá mais adiante.

(1) Frasco munido de uma rolha perfurada em 2 locais, por onde passam 2 tubos de plástico de diâmetro estreito: um maior, aberto nas duas extremidades; e um mais pequeno coberto na extremidade, que se encontra no interior do frasco, por meio de uma gaze. A extremidade aberta do tubo mais pequeno serve para aspirar pela boca, enquanto que a extremidade do tubo maior, em contacto com o exterior, colocada junto a uma drosófila, faz com que ela, ao fazer-se a aspiração pelo outro tubo, penetre por aquele no interior do frasco.

Relativamente à altitude verifica-se que as suas variações influenciam não só a qualidade como também a quantidade de drosófilas colhidas. Temos como exemplo as colheitas que realizámos em Maio de 1974 na Serra da Estrela. No mesmo dia, capturámos, perto da Covilhã, essencialmente espécimes do grupo *melanogaster* e à medida que caminhávamos em direcção ao cimo da Serra o número destes diminuía e aumentava progressivamente o número de espécimes de *D. subobscura*. Resultados semelhantes em locais de menor altitude — Serra de Sintra — foram também obtidos nos anos de 1972 e 1973 (trabalhos a publicar).

A qualidade e a quantidade de indivíduos capturados é também função do tipo de vegetação, embora não se possa fornecer de momento dados concretos sobre o assunto, visto não termos ainda uma base factual bem precisa acerca da preferência das diferentes espécies.

O grau de fermentação do isco tem poder atractivo diferente consoante as espécies e, dentro da mesma espécie, determina o número de espécimes que ocorrem às armadilhas.

O número de indivíduos colhidos varia ao longo das diferentes horas do dia, sendo máximo, de um modo geral, ao amanhecer e ao entardecer e mínimo a meio do dia. No entanto, isto nem sempre se pode considerar uma regra rígida, apesar de ser absolutamente verdadeiro nos dias mais quentes do ano, pois varia consoante o dia da colheita e a época do ano. Por exemplo, em dias de céu muito nebulado, as drosófilas ocorrem às armadilhas em número semelhante ao longo de todo o dia e, nas épocas mais frias do ano, a afluência às mesmas é muitas vezes superior a meio do dia.

Finalmente, as condições climáticas do momento constituem um conjunto de factores importantes a ter em consideração quando se pretende realizar uma colheita. Assim, temperaturas extremas, quer mínimas quer máximas, inibem a actividade das drosófilas. A zona mais favorável no que respeita a este factor climático encontra-se compreendida, de um modo geral, entre 13° e 23°, variando consoante as espécies.

A humidade também é um factor fundamental, pois as drosófilas não têm mecanismos próprios de protecção contra a dessecação. Abaixo dos 50% e acima dos 90% verifica-se, do mesmo modo, uma menor e, por vezes, mesmo nula afluência das mesmas. Este factor está em estreita relação com a pluviosidade. Verifica-se antes e depois do aparecimento de chuvas, grande afluência de drosófilas às armadilhas, o que não acontece no momento em que chove. Por outro lado, quando ocorre um período de grande seca, o que aconteceu, por exemplo, durante vários meses no ano de 1974, o número de indivíduos atraídos às armadilhas é praticamente nulo.

Outros dois factores a ter em consideração são a intensidade de iluminação e a velocidade do vento. Verifica-se, de um modo geral, que um aumento brusco de intensidade de iluminação é acompanhado de uma quebra na actividade das drosófilas. Relativamente ao segundo factor não podemos fazer afirmações concretas visto raramente termos realizado colheitas com ventos muito fortes (de velocidade superior a 10 m/s).

Assim, e como conclusão, podemos dizer que, cada espécie apresenta um máximo de actividade quando sob a acção de um conjunto óptimo de condições climáticas, além de que também têm influência o grau de fermentação do isco, a hora e a altura do ano em que as colheitas são realizadas.

2. CONSERVAÇÃO EM LABORATÓRIO

2.1 — *Meios de cultura*

As drosófilas colhidas podem ser conservadas em laboratório em tubos contendo álcool a 70°, o qual deve ser periodicamente renovado.

Se, pelo contrário, queremos cultivá-las, para estudos de diversas naturezas, elas devem ser mantidas em meios de cultura apropriados.

Têm sido experimentados meios de cultura bastante diversos em laboratórios de todo o mundo, dos quais uns com resultados mais positivos que outros.

Descreveremos 5 meios que são utilizados para diferentes fins.

1) Na Faculdade de Ciências da Universidade de Lisboa (Laboratório Zoológico e Antropológico) utiliza-se o seguinte, cujos ingredientes são:

Água	1 litro
Agar	15 g.
Nipagina	1 g.
Álcool a 96°	10 cc.
Farinha de milho	115 g.
Mel	1 colher de sopa
Fermento de padeiro	1 pequena porção

Num recipiente colocam-se 500cc. de água, o agar, o mel e a nipagina dissolvida no álcool. (desta solução nipagina-álcool só são utilizados cerca de 9cc.). Esta mistura vai ao lume até ferver.

Num outro recipiente é misturada a farinha de milho com a restante água. A esta segunda mistura junta-se uma porção da primeira, só para homogeneização e, seguidamente, junta-se-lhe tudo o resto. Deixa-se ferver lentamente durante 25 minutos sendo necessário mexer algumas vezes. Fm

cada um dos frascos é colocada uma porção desta papa até à altura de 1,5cm, aproximadamente, e deixa-se arrefecer. Entretanto dissolve-se um pouco de levedura numa porção de água previamente reduzida a 1/4 do seu volume. A levedura assim dissolvida é introduzida sobre a papa arrefecida com a ajuda de uma pipeta.

Este meio tem sido empregue essencialmente para manutenção de diferentes mutantes de *D. melanogaster* que são utilizados em cruzamentos nas aulas práticas de Genética e, eventualmente, para conservação de algumas espécies utilizadas sobretudo em estudos de Ecologia.

2) No entanto, certas espécies de *Drosophila*, comedoras de fungos, têm dificuldade em manter-se no meio acima indicado, pelo que SHORROCKS (1973) indica um meio prático e rápido de as conservar em laboratório.

Os ingredientes são:

Água	100 cc.
Agar	3 g.
Nipagina	0,3 g.
Aveia preparada (para alimento)	50 g.
Açúcar castanho	5 g.
Fermento em pó	12 g.

Mistura-se a aveia, o açúcar e o fermento com cerca de 2/3 de água fria numa panela; esta vai ao lume a cozer somente alguns minutos até matar o fermento. Adiciona-se o agar e a nipagina à restante água, após o que se junta esta mistura à 1.^a, tornando-se necessário ir novamente ao lume durante cerca de 1 minuto. Não é necessário adicionar mais fermento ao meio antes de introduzirmos os imagos.

3) *Meio de Banana*, ideal para obtenção de grandes larvas, óptimas para estudos de cromosomas.

Os ingredientes são:

Água	1 litro
Agar	20 g.
Ácido propiónico	4 ml.
Álcool a 95°	4 ml.
Polpa de bananas	300 g.
Açúcar	25 g.
Levedura de cerveja	50 g.

Mistura-se o agar com a água e leva-se a ferver até dissolução completa do agar. Junta-se a polpa de bananas, mexe-se, e ferve-se de novo durante alguns minutos. Mistura-se a levedura previamente diluída no álcool com o açúcar e junta-se ao restante. Mexe-se e deixa-se cozer até a mistura se apresentar homogénea e o açúcar estar completamente dissolvido. Deixa-se

resfriar um pouco e junta-se o ácido propiónico. Deita-se esta papa em garrafas, após o que são cobertas e colocadas durante 24 h. numa câmara frigorífica antes da utilização.

Este meio pode ser conservado numa câmara frigorífica (a 4°C) durante meses; querendo utilizá-lo, basta meio dia para o aquecer.

4) *Meio axénico de David* (1959) utilizado para estudos de comportamento de postura.

Os ingredientes são:

Água	900 ml.
Agar	15 g.
Nipagina	5,75 g.
Álcool a 95°	47,5 ml.
Farinha de milho	110 g.
Levedura de cerveja	115 g.

Dissolve-se o agar em 400ml de água. Deixa-se ferver durante 10 minutos.

Junta-se a farinha de milho dissolvida em 250ml de água e a levedura de cerveja seca igualmente dissolvida em 250ml de água. Leva-se ao misturador. Junta-se de seguida a nipagina dissolvida no álcool a 95°. No final reajusta-se o peso, adicionando à mistura o necessário de água para prefazer 1,5kg.

Distribuir o meio pelos frascos que seguidamente são levados à autoclave a 115° C. durante 15 minutos.

5) Finalmente, descreveremos um meio rápido, bastante prático e não dispendioso para quem deseje conservar as drosófilas vivas após uma excursão no campo.

Adiciona-se puré de batata à água (na proporção de 1:2) sobre o qual se colocou uma pequena porção de fermento vivo granulado. Este meio é melhorado se adicionarmos agar em pó (10g para 160 g de puré de batata) e nipagina (1,27g para a mesma quantidade).

Também podemos juntar a este pó um pouco de fermento morto. Este meio tem sido usado com sucesso na Universidade de Macquarie, em Sydney, na Austrália, por estudantes levando a cabo experiências em casa (FRANKHAM, R., 1973).

Qualquer dos meios descritos é introduzido em garrafas (tipo balão Erlenmeyer ou tipo garrafas de leite) com capacidade de 2,5dl ocupando aproximadamente o volume correspondente à altura de 1,5cm. As garrafas, assim como o meio depois de pronto a ser introduzido nas mesmas, devem ser previamente esterilizadas em autoclave.

Após a introdução do meio de cultura nas mesmas, deve ser colocado no seu interior uma pequena porção de papel absorvente (ex: papel higiénico) próprio para absorver a humidade, o qual também serve de suporte às pupas.

Finalmente, os frascos devem ser tapados com uma rolha de algodão envolvido em gaze.

Os imagos não devem ser colocados nos frascos sem prévia observação, pois podem trazer parasitas, além do que se deve ter o cuidado de verificar se o meio se encontra completamente consistente.

2.2 — Tratamento de Infestações de Bactérias, Fungos e Ácaros

Nos primeiros anos de cultura das drosófilas, a contaminação por fungos constituiu um problema de difícil solução no laboratório. O uso de inibidores de fungos de várias espécies (tal como a nipagina) reduziram grandemente este problema. No entanto, as culturas podem ser infestadas ocasionalmente; neste caso, as moscas devem ser transferidas imediatamente para meios de cultura frescos, tendo-se o cuidado de destruir as culturas velhas.

Por vezes, as culturas ficam contaminadas com um crescimento bacteriano verde-acastanhado que restringe o desenvolvimento larvar e mata os adultos. Pembritin (ampicillin, Beecham) numa concentração de 0,065mg/ml de comida, impede efectivamente tal contaminação (FÉLIX, R., 1969).

Contudo, as infestações de ácaros predadores têm sido as mais difíceis de controlar. Estes são introduzidos no laboratório pelas moscas selvagens que são colhidas ou quando culturas de drosófilas recebidas de outros laboratórios não são examinadas cuidadosamente antes do início de novas culturas. Os ácaros tendem não só a secar a superfície do meio como também é possível que se alimentem dos ovos das drosófilas. Alguns deles atacam os imagos em número tão elevado que lhes embaraçam os movimentos; outros furam o seu tegumento e sugam os fluídos dos tecidos.

Tal como para as infestações de fungos, as culturas infestadas de ácaros devem ser destruídas após remoção dos adultos para novos meios de cultura; este processo deve continuar até ao total desaparecimento da infecção.

Esta peste pode, no entanto, ser controlada pulverizando as culturas por meio de uma solução de benzyl-benzoato (20%) em etanol a 96° (FÉLIX, R., GAZMÁN, J., DE LA ROSA, M. E. e OLVERA, O., 1971). Este tratamento mata as ninfas sem qualquer efeito tóxico aparente nas larvas das drosófilas.

Nas culturas muito atacadas, em que todos os adultos morrem e em que encontramos uma série de ninfas de ácaros entre as larvas das drosófilas, deve proceder-se a um segundo tratamento, lavando as larvas por imersão na solução acima mencionada. Após 2-4 minutos de imersão, as larvas devem ser lavadas com solução de Ringer e, só depois, transferidas para meios de cultura frescos (FÉLIX, R., 1973).

3. CHAVES DE IDENTIFICAÇÃO

1. 4 filas de pelos acrosticóides entre as cerdas dorsocentrais anteriores. 3 cerdas esternopleurais, que aumentam em comprimento da anterior à posterior e sendo a mediana maior que a anterior, e não mais pequena como é usual. Carina facial pequena e confinada à parte superior da face. Asas longas..... 2
 - 6 ou 8 filas de pelos acrosticóides entre as cerdas dorsocentrais anteriores. 2 ou 3 cerdas esternopleurais; se 3, a mediana sempre mais pequena do que a anterior 3
2. Primeiro segmento do tarso da perna anterior do macho com um grupo de longos e espessos pelos esbranquiçados. Extremidade lateral do arco genital muito saliente com um prolongamento interno cheio de pelos. Oviponente com uma fila de pequenos dentes todos do mesmo tamanho. Tufo anal longo *D. fenestrarum* Fall.
 - 1.º segmento do tarso da perna anterior do macho sem longos e espessos pelos esbranquiçados. Oviponente arredondado na extremidade, geralmente amarelo, mas algumas vezes escuro, com 1 fila de dentes, sendo, geralmente, os 2 mais baixos os mais fortes. Tufo anal curto *D. andalusiaca* Strobl. (= *forcipata* Collin)
3. Uma só ramificação na parte inferior da arista colocada perto da bifurcação terminal. Mesonoto castanho-amarelado com uma mancha longitudinal castanha escura que se alarga ao nível das cerdas dorsocentrais *D. cameraria* Zett.
 - Mais do que uma ramificação na parte inferior da arista. Mesonoto com outras características 4
4. Mesonoto cinzento com manchas escuras na base de cada cerda. Tergitos abdominais amarelos com manchas largas mais escuras, que se encontram interrompidas medianamente 5
 - Mesonoto amarelo, castanho ou preto e sem manchas escuras na base de cada cerda 8
5. Primeiro segmento da costal, escuro na parte apical. Veias escuras. Manchas dos tergitos abdominais largas, castanhas escuras, quase completas lateralmente e circundando em 1 ou mais tergitos, manchas laterais amarelas muito marcadas 6
 - Primeiro segmento da costal com ou sem aquelas características. Veias amarelas. Ausência de manchas amarelas laterais muito marcadas nos tergitos abdominais. Maior largura da bochecha cerca de 1/3 do maior diâmetro dos olhos 7

6. Coxas anteriores mais escuras do que as tíbias e os tarsos. Índice costal aproximadamente 3. Palpos preto-acastanhados. Maior largura da bochecha cerca de $1/4$ do maior diâmetro dos olhos.
..... ✓ *D. repleta* Woll.
- Coxas anteriores claras. Índice costal cerca de 2,6. Maior largura da bochecha cerca de $1/3$ do maior diâmetro dos olhos.
..... ✓ *D. buzzatii* Patt. e Wheel.
7. Primeiro segmento da costal não mais escuro na parte apical. Índice costal aproximadamente 3,4. Coxas anteriores claras. Palpos amarelados ou amarelo acastanhados. Tergitos inteiramente escuros nas margens laterais. Machos com cerdas muito largas no tarso das pernas anteriores. ✓ *D. hydei* Sturt.
- Primeiro segmento da costal escuro na parte apical. Índice costal inferior a 3. No conjunto, de coloração clara. Manchas dos tergitos abdominais acinzentadas e pouco aparentes. Lateralmente, desenhos pouco marcados, difusos. ✓ *D. mercatorum* Patt. e Wheel.
8. Mesonoto amarelado ou amarelo acastanhado 9
— Mesonoto castanho avermelhado, castanho escuro ou preto 14
9. Veias transversais sem manchas 10
— Veias transversais proximal e distal manchadas, ou se apenas a distal, manchas também nas extremidades das 3 primeiras veias longitudinais 12
10. Mesonoto com 5 bandas longitudinais, castanhas a pretas, sendo as centrais geralmente mais escuras do que as laterais e dividindo-se a mediana em duas antes de atingir o escutelo. Plcura amarela com duas a três bandas escuras. Manchas negras nos tergitos abdominais interrompidas mediana e lateralmente. 3.^a e 4.^a veias longitudinais das asas ligeiramente divergentes. Animais pequenos (1,27-2mm) e de cor amarelada ✓ *D. busckii* Coq.
— Mesonoto sem manchas ou com uma mancha em forma de tridente. Tergitos abdominais com bandas negras ao longo das margens posteriores muito ou pouco visíveis mas nunca interrompidas no centro. 5.^o e 6.^o tergitos no ♂ todos negros. Machos com um pente sexual no metatarso das pernas anteriores. Animais pequenos, amarelo-esverdeados 11
11. Palpos maxilares geralmente com 3 fortes cerdas na extremidade. Largura da bochecha cerca de $1/6$ do maior diâmetro dos olhos. Mesonoto geralmente com uma mancha em forma de tridente. Arco genital do macho com uma pequena saliência dentiforme (Fig. 1) ✓ *D. melanogaster* Meig.

- Palpos maxilares geralmente com 2 fortes cerdas na extremidade. Largura da bochecha menor do que 1/6 do maior diâmetro dos olhos. Mesonoto sem manchas. Arco genital do macho com uma saliência grande em forma de concha (Fig. 1).....✓ *D. simulans* Sturt.
- 12. Veias transversais proximal e distal manchadas..... 13
 - Manchas existentes não só na veia transversal distal, como também nas extremidades das 3 primeiras veias longitudinais. Uma fila característica de 8 a 11 espinhos na porção interior do fémur do 1.º par de patas (Fig. 2). Os dois primeiros segmentos dos tarsos anteriores do macho com cabelos densos na região ventral ao longo de todo o comprimento. Abdómen amarelado com 2 manchas triangulares preto-acastanhadas em cada tergito✓ *D. immigrans* Sturt.
- 13. Manchas dos tergitos abdominais triangulares. (Fig. 3). Oviponente redondo no ápice e bastante distanciado das placas anais. Placas anais do macho com 2 grossos dentes; forceps com uma fila de dentes também grossos e mais 2 separados e colocados atrás.....✓ *D. histrio* Meig.
 - No metatarso e ao longo do 2.º segmento do tarso das pernas anteriores do macho uma fila de pelos compridos e amarelados. 2.º, 3.º e 4.º tergitos com manchas posteriores escuras muito marcadas e irregulares interrompidas medianamente; 5.º e 6.º tergitos com bandas mais escuras e brilhantes. (Fig. 4). A fêmea apresenta uma mancha característica entre o oviponente e as placas anais (Fig. 5). Forceps típicos (Fig. 6)✓ *D. phalerata* Meig.
- 14. Veia transversal distal mais ou menos distintamente manchada..... 15
 - Veias transversais sem manchas..... 16
- 15. Carina geralmente muito larga, sendo a sua porção de maior largura mais larga que o 3.º segmento da antena. Mesonoto vermelho acastanhado escuro, com bandas longitudinais escuras. Esternito abdominal relativamente grande, acastanhado. Comprimento do corpo cerca de 3,6mm (Fig. 7)✓ *D. littoralis* Meig.
 - Veia transversal distal mais escura do que as outras veias e, apenas levemente manchadas. Mesonoto preto acastanhado escuro, quase preto na zona mediana. 2.º segmento da antena amarelo-acastanhado com grandes manchas preto-acastanhadas. Oviponente acastanhado colocado um pouco para a frente..... *D. tsigana* Burla
- 16. Com cerdas pré-escutelares. Carina mais ou menos larga, mas sempre engrossada em forma de semi-esfera 17
 - Sem cerdas pré-escutelares. Carina geralmente estreita, podendo ser também larga mas nunca engrossada em forma de semi-esfera.....— 18
- 17 Cinzenta acastanhada escura. Órbitas castanhas como a fronte ou

d. Gloor 1952

- ligeiramente mais claras e divergentes à frente do bordo dos olhos. Cerdas pós-verticais cruzadas. 2.^a cerda orbital situada por fora da 1.^a (Fig. 8a) ✓ *D. deflexa* Burla
- Negra acastanhada brilhante. Órbitas negras e não divergentes à frente do bordo dos olhos. Cerdas pós-verticais convergentes, mas não cruzadas. 2.^a cerda orbital atrás, mas nunca por fora da 1.^a (Fig. 8b) ✓ *D. rufifrons* Buzz.
18. Machos com 2 pentes sexuais nos tarsos das pernas anteriores. Mesonoto castanho, preto ou preto com bandas castanhas. Duas cerdas esterno-pleurais. Tergitos abdominais castanhos escuros a pretos, sem bandas anteriores. Espécies pequenas (2-3mm) 19
- Machos sem pentes sexuais nos tarsos das pernas anteriores. Mesonoto castanho-avermelhado. Tórax com um a dois pelos dorsocentrais mais largos em frente da sutura. Abdómen castanho escuro a preto com bandas amareladas ao longo da margem anterior, de pelo menos, os primeiros 4 tergitos; bandas amareladas mais largas na linha média. Animais grandes (3-4mm) (Figs. 9 e 10)..... ✓ *D. funebris* Fabr.
19. Palpos maxilares com 2 fortes cerdas de igual tamanho, uma terminal e uma subterminal. Macho: pentes sexuais superior e inferior com disposição mais ou menos paralela, o 1.^o com cerca de 9 a 12 dentes e o 2.^o com cerca de 8 a 11 dentes; asas sombreadas no ápice; índice-costal cerca de 2,6; forceps com 6 a 8 dentes. Fêmea: mesonoto com 2 bandas longitudinais pouco claras; tergitos abdominais muito escuros sem áreas laterais amareladas; oviponente estreito e pontegudo com dentes conspícuos e uma cerda saliente entre eles. (Fig. 11)..... ✓ *D. tristis* Fall.
- Palpos com uma forte cerda; se existem 2, então são de comprimento desigual 20
20. Palpos com uma única conspícua cerda terminal. 3.^a secção costal com pequenas e fortes cerdas pretas, pelo menos até metade da sua base. Macho: pentes sexuais superior e inferior com disposição mais ou menos paralela, o 1.^o com 10-16 dentes e o 2.^o com 9 a 14 dentes; forceps com 6 a 8 dentes. Fêmea: mesonoto e tergitos abdominais de cor uniforme; dentes do oviponente todos do mesmo tamanho; cerda do oviponente apenas 2 vezes o comprimento dos dentes. (Fig. 12)..... ✓ *D. subobscura* Coll.
- Palpos com duas cerdas. 3.^a secção costal com pequenas cerdas acastanhadas até cerca de 2/5 da sua base..... 21
21. Palpos com uma forte cerda terminal e uma subterminal algumas vezes quase tão longa como a terminal. Mesonoto cinzento com 2 bandas

- longitudinais mais estreitas e pouco visíveis. Macho: 1.º e 2.º segmentos dos tarsos anteriores quase iguais; pentes sexuais superior e inferior com disposição mais ou menos oblíqua, e ambos com 8 a 10 dentes. Fêmea: os 4 a 5 dentes terminais do oviponente são mais longos e mais fortes que os outros; a cerda do oviponente tem cerca de 3 vezes o comprimento dos dentes (Fig. 13) *D. ambigua* Pom.
- Mesonoto com bandas longitudinais. Macho: 1.º segmento do tarso mais longo do que o 2.º 22
22. Mesonoto castanho escuro com 4 bandas longitudinais mais escuras; as 2 internas vão da sutura escutelar à pré-mesonotal e as 2 externas estão interrompidas pela sutura transversal. Macho: pentes sexuais superior e inferior com disposição aproximadamente oblíqua, o 1.º com 6 a 10 dentes e o 2.º com 6 a 8 dentes; forceps com 7 a 10 dentes. Fêmea: apresenta lateralmente no 4.º, 5.º e 6.º tergitos abdominais uma mancha amarelada mais ou menos distinta; oviponente com uma longa cerda (Figs. 14 e 15a) *D. obscura* Pom.
- Mesonoto com 2 bandas longitudinais internas; as externas ou não são visíveis ou só são fracamente visíveis atrás da sutura transversal. Macho: pentes sexuais superior e inferior com disposição mais ou menos oblíqua, o 1.º com 7 a 11 dentes e o 2.º com 6 a 11 dentes; forceps com cerca de 10 dentes. Fêmea: tergitos sem manchas claras laterais (Fig. 15b) *D. bifasciata* Pom.

3.1 — Acerca das espécies predominantes em Portugal

A espécie predominante no País na maioria dos locais é *D. subobscura*. É uma espécie de pequenas dimensões e de cor escura, que se distingue das outras espécies do grupo *obscura* pela presença de pequenas e fortes cerdas pretas até, pelo menos, metade da base da 3.ª secção costal da asa, além de possuir genitália característica (ver fig. 12 b, c) e mesonoto e tergitos de cor uniforme. *D. subobscura* abunda nos meses de temperaturas amenas, desaparecendo, por vezes, por completo nos meses mais quentes em diversos locais. No entanto, não podemos considerar isto como regra geral, pois nas colheitas realizadas por HADORN, BURLA, GLOOR & ERNST (1952) em Agosto de 1950, *D. subobscura* surgiu sempre em maior número que qualquer das restantes que foram capturadas. Da mesma forma, nas colheitas que recentemente fizemos em Sintra (trabalho a publicar), esta espécie, apesar de muito frequente, foi capturada, na maioria das vezes, em menor número do que *D. phalerata* e nunca desapareceu durante os meses mais quentes, verificando-se a sua predominância nos meses de Primavera.

Durante os meses de Outono, a espécie que domina é *D. simulans*, espécie pequena e de cor clara, de grande antropofilia, desaparecendo a maioria das vezes nos meses mais frios do ano. Esta espécie é muito semelhante à *D. melanogaster*, cuja frequência no nosso País é bastante reduzida. No que respeita às ♀♀ de ambas as espécies não há mesma distinção e em relação aos ♂♂, eles distinguem-se pelo arco genital que apresenta em *D. melanogaster* uma pequena saliência dentiforme e em *D. simulans* uma saliência maior em forma de concha (Fig. 1, c).

D. immigrans, embora sendo menos abundante do que as anteriores surge também com certa frequência, sobretudo na Primavera e Outono. É uma espécie também antropofílica de maiores dimensões do que *D. simulans* e *D. subobscura*, de cor clara, cujas principais características são: a presença de fortes pernas encontrando-se na porção interior do fémur do primeiro par de patas uma fila característica de 8 a 11 espinhos (Fig. 2); manchas não só na veia transversal distal, como também nas extremidades das três primeiras veias longitudinais; e, abdómen amarelado com duas manchas triangulares preto-acastanhadas em cada tergito.

Uma espécie que ultimamente tem sido colhida com bastante abundância é *D. phalerata* cujo *preferendum* térmico é o mais baixo, entre os 13.º e os 16.º C. Ela é também de cor clara, de maiores dimensões relativamente a *D. simulans* e de menores relativamente a *D. immigrans*. Apresenta além de manchas características nos tergitos abdominais (Fig. 4), as veias transversais proximal e distal manchadas e genitália característica (Figs. 5 e 6). Nas ♀♀, entre as placas anais e o oviponente existe uma mancha característica da espécie (Fig. 5).

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BASDEN, E. B. e HARNDEN, D. G. (1956) — *Drosophilidae* within the arctic circle. II. *Trans. R. ent. Soc. Lond.* 108. 5: 147-162.
- BURLA, H. (1951) — Systematik, Verbreitung und Oekologie der *Drosophila* — Arten der Schweiz. *Rev. Suis. Zool.*, 58: 23-175.
- DAVID, J. (1959) — Étude quantitative du développement de la *Drosophile* élevée en milieu axénique. *Bull. Biol.*, 93: 472-505.
- FÉLIX, R. (1969) — Control of bacterial contamination in *Drosophila* food medium. *D.I.S.* 44: 131.
- FÉLIX, R., GUZMÁN, J., DE LA ROSA, M. E. e OLVERA, O. (1971) — Control of mites in *Drosophila* cultures. *D.I.S.*, 47: 127.
- FÉLIX, R. (1973) — Multi-purpose medium for *Drosophila* cultures used in teaching or research. *D.I.S.* 50: 198.
- FRANKHAM, R. (1973) — Instant mashed potato as a fly food. *D.I.S.*, 50: 199.
- HADORN, E., BURLA, H., GLOOR, H. e ERNEST, F. (1952) — Beitrag zur Kenntnis der *Drosophila*. — Fauna von SW. Europa. *Zeit. f. induct. Abst. u. Vererb.* 84: 133-163.
- MONCLÚS, M. (1964) — Distribucion y Ecología de *Drosophilídeos* en España (I). Espécies de *Drosophila* de la region Catalana. *Genét. Ibérica.* 16: 143-165.
- SHORROCKS, R. (1972) — Invertebrate types: *Drosophila* — Ginn & Company Ltd. London.
- STURTEVANT, A. H. (1942) — The classification of the genus *Drosophila* with description of nine new species. *Univ. Tex. Publ.* 4213: 1-51.
- ROCHA-PITÉ, M. T. (1972) — An introduction to the study of Portuguese *Drosophilidae*. *Arq. Museu Bocage*, 2.ª série, 3, 13.
- ROCHA-PITÉ, M. T. (1975) — Collection notes on *Drosophilidae* (em impressão).
- WILEY, J. (1950) — Biology of *Drosophila*. Edit. Demerec. New York.

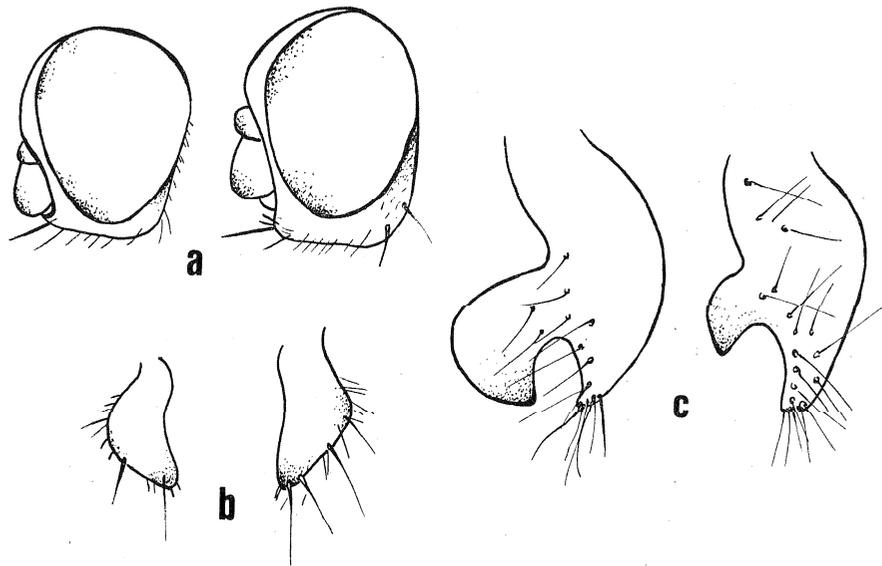


Fig. 1

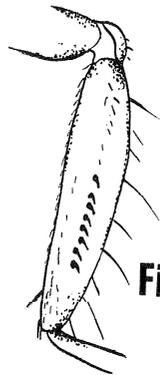


Fig. 2

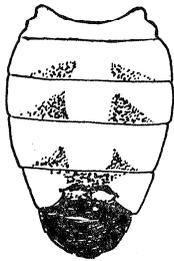


Fig. 3



Fig. 4

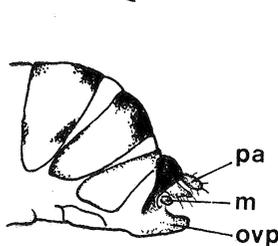


Fig. 5

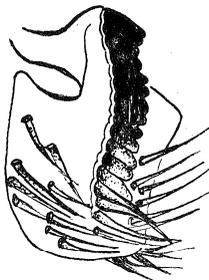


Fig. 6

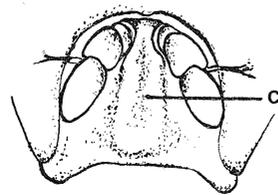


Fig. 7

- FIG. 1 — a: Cabeça (vista lateral), b: palpos maxilares, c: saliência do arco genital do macho de *D. simulans* (esquerda) e de *D. melanogaster* (direita).
 FIG. 2 — *D. immigrans*: fila característica de espinhos do fêmur do 1.º par de patas.
 FIG. 3 — Bandas dos tergitos do macho de *D. histrio*.
 FIG. 4 — Bandas dos tergitos do macho de *D. phalerata*.
 FIG. 5 — *D. phalerata*: extremidade abdominal, mostrando mancha característica (m) entre o oviponente (ovp) e as placas anais (pa)
 FIG. 6 — Forceps de *D. phalerata*.
 FIG. 7 — Vista anterior da cabeça de *D. littoralis*, mostrando a carina muito larga (c).

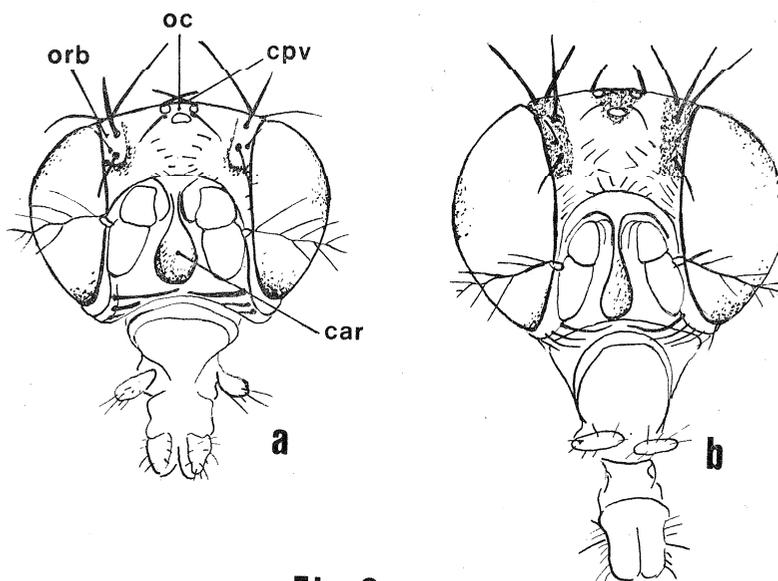


Fig. 8



Fig. 9



Fig. 10

FIG. 8 — Cabeças de *D. deflexa* (a) e de *D. rufifrons* (b). orb: órbitas; oc: triângulo ocelar; cpv: cerdas pós-verticais; c: carina.

FIG. 9 — Aparelho genital externo do macho de *D. funebris*.

FIG. 10 — Ovipositor de *D. funebris*

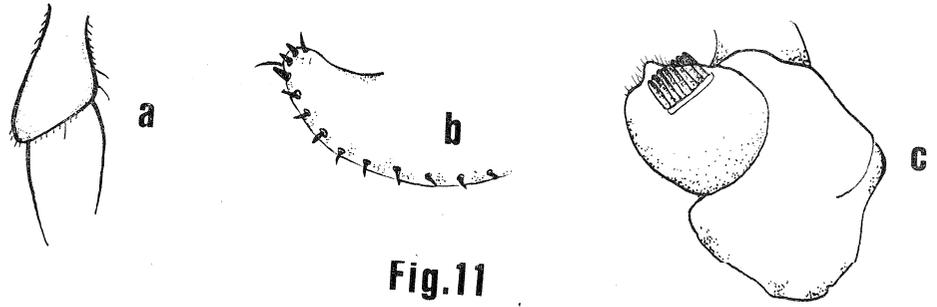


Fig.11

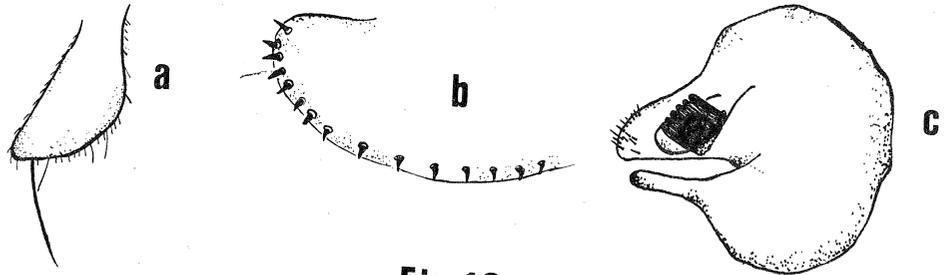


Fig.12

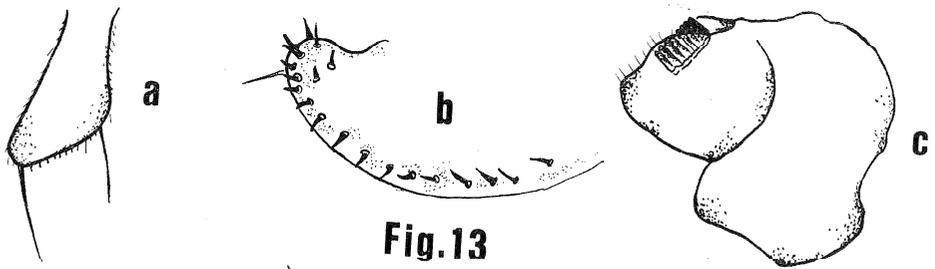


Fig.13

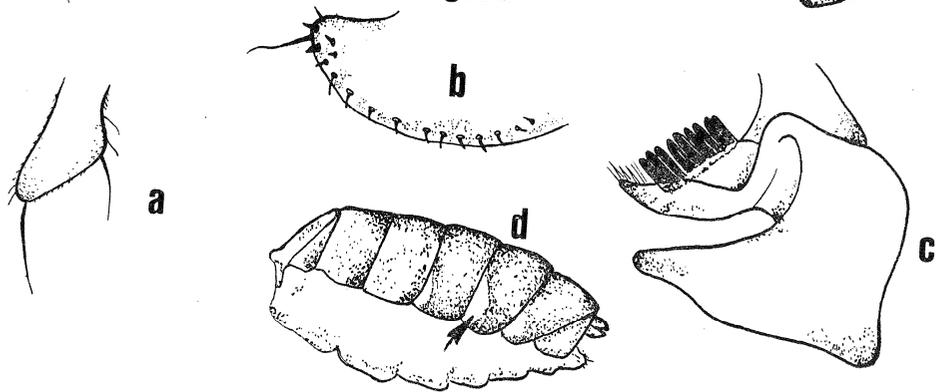


Fig.14

FIG. 11 — *D. tristis*. a: palpos maxilares; b: oviponente; c: arco genital e forceps.
 FIG. 12 — *D. subobscura*. a: palpos maxilares; b: oviponente; c: arco genital e forceps.
 FIG. 13 — *D. ambigua*. a: palpos maxilares; b: oviponente; c: arco genital e forceps.
 FIG. 14 — *D. obscura*. a: palpos maxilares; b: oviponente; c: arco genital e forceps; d: vista lateral do abdómen feminino.

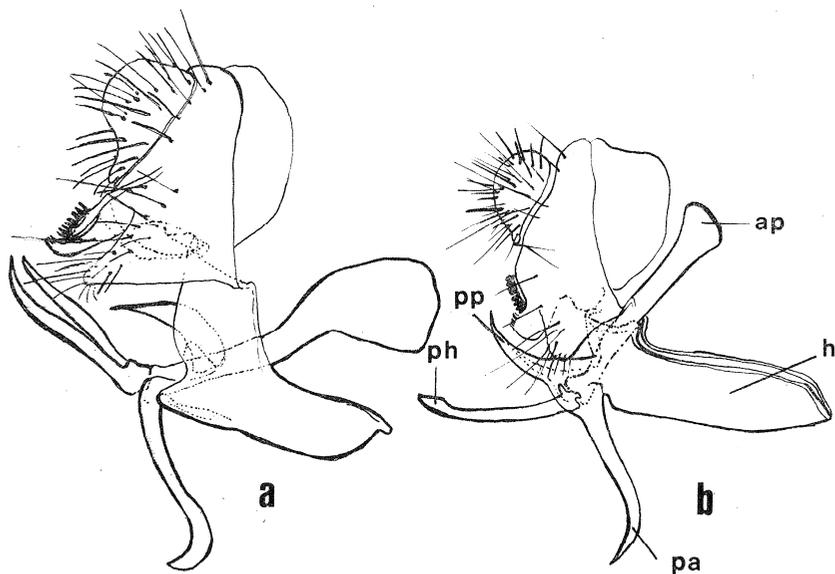


Fig. 15

FIG. 15 — Vista lateral da genitália masculina de *D. obscura* (a) e de *D. bifasciata* (b). Compare o *phallus* bifido (ph), o curto hipândrio (h) e a forma terminal do parâmetro anterior (pa) com as respectivas estruturas de *D. bifasciata*. pp: parâmetro posterior (dorsal); ap: phallapodema

Nota: Todas as figuras, com exceção da 9 e 10 que são da autora, foram retiradas dos trabalhos de BASDEN & HARNDEN (1956), BURLA (1951) e SHORROCKS (1972).

IMPRESA
DE COIMBRA,
LIMITADA

Arq. Mus. Boc.

Série ECE

n.º 10 págs. 1-20

Conselho de Redacção:
Prof. Dr. G. F. SACARRÃO
Prof. Dr. C. ALMAÇA
Lic.ª ANA M. NEVES
Faculdade de Ciências
R. Escola Politécnica, 58
LISBOA (2) PORTUGAL