L'ÉLEVAGE, EN LABORATOIRE, DE L'ŒUF A L'ADULTE,
DE *SIMULIUM ORNATUM* MEIGEN, 1818, *S. AUREUM*
FRIES, 1824, *S. ERYTHROCEPHALUM* DE GEER, 1776
S. DECORUM WALKER, 1848, (DIPTÈRES NÉMATOCÈRES
SIMULIIDÉS). OBSERVATIONS BIOLOGIQUES
CONCERNANT CES ESPÈCES

Par J.-M. DOBY, F. DAVID et B. RAULT

Les Simulies, en raison de leurs exigences biologiques à l'état larvaire (eaux courantes et très fortement oxygénées), sont d'un élevage relativement difficile en laboratoire. Bien que le cycle complet semble n'avoir jamais pu encore être fermé, diverses techniques ont permis cependant d'obtenir des adultes à partir de larves et même d'œufs récoltés dans la nature. Ces techniques procèdent de deux principes :

- eau continuellement renouvelée ;
- eau circulant en circuit fermé.

Un appareillage du premier type a ainsi permis à Cameron, en 1922, d'élever des larves de *Simulium simile* dans de l'eau courant dans des récipients métalliques galvanisés. Par la suite, Hoffmann (1930) obtint des adultes à partir de larves et de nymphes d'espèces mexicaines (*S. mooseri*, *S. avidum*), élevées dans l'eau courante d'une rigole, où la pose de petits obstacles transversaux amenait la formation de zones de remous. Bequaert (1934) arriva aux mêmes résultats en utilisant également un petit canal artificiel dans lequel le débit de l'eau pouvait être réglé à volonté.

Un appareillage procédant du même principe, bien que de conception différente, a enfin permis à Hartley (1955) d'élever *S. venustum* dans un aquarium où le courant était produit par un système de trop-plein.

A la portée de laboratoires situés en dehors des centres urbains et disposant éventuellement d'une source, la méthode utilisant une eau courant en conduites artificielles ou constamment renouvelée

dans des récipients de formes diverses est le plus souvent impossible à mettre en œuvre en ville, en raison des quantités très importantes de liquide nécessaire (l'eau de ville est en effet très fréquemment inutilisable en raison de l'addition de certaines substances, hypochlorites notamment, toxiques à la longue pour les Simulies). Par ailleurs, cette technique oblige l'expérimentateur à ajouter continuellement des particules alimentaires (plancton, levure, etc...) à l'eau en circulation, dont la plus grande partie est inutilisée par les insectes en élevage et immédiatement entraînée par le courant.

Aussi, en raison de ces deux inconvénients majeurs, s'est-on ingénié à effectuer des élevages en circuit fermé, la même eau étant remise continuellement en circulation.

Les appareillages procédant de ce second principe sont eux-mêmes de deux types. Les premiers en effet tendent à reproduire les conditions naturelles en faisant descendre l'eau de petites cascades en petites cascades (appareillage de Thomas, 1946, repris par Dalmat en 1955 et ayant permis à celui-ci d'élever, de l'œuf à l'adulte, *S. metallicum*), ou en la faisant simplement ruisseler sur un plan incliné. Wright (1957) a ainsi réussi à élever, de l'œuf à l'adulte, l'espèce *S. damnosum*. L'eau est alors continuellement ramenée au point haut du circuit par le jeu d'une pompe hydraulique. Cette méthode d'élevage nécessite cependant un matériel complexe et les résultats sont par ailleurs parfois peu encourageants : 7 adultes obtenus par Wright à partir de 10.000 œufs environ mis en élevage ; 5 adultes obtenus par Dalmat à partir de 300 œufs.

La complexité même de ces appareillages rend difficile le nettoyage ou la stérilisation parfois rendu nécessaire par la formation d'une pellicule d'algues, par le dépôt de particules alimentaires non utilisées sur les diverses surfaces ou par l'apparition d'épidémies décimant les élevages (bactéries, champignons ou protozoaires).

Pourtant, des appareillages plus simples, où l'eau était entraînée, non plus horizontalement, mais verticalement par un dégagement d'air dans le fond des récipients, avaient permis, depuis longtemps déjà, de mener à bien l'élevage de certaines espèces.

C'est Puri (1925) qui semble bien avoir réussi le premier l'élevage des Simulies, de l'œuf à l'adulte, de *S. aureum* et *S. erythrocephalum*, en particulier. Cet auteur se contentait de réaliser simplement, dans des récipients aussi hauts que larges, une intense oxygénation de l'eau en y faisant barboter de l'air. La nourriture des larves était

assurée par le développement d'algues vertes dans cette eau. Des appareillages identiques furent par la suite utilisés par Wagner (1926), qui complétait l'oxygénation de l'eau de ses élevages, obtenue par injection d'air, en y ajoutant du peroxyde d'hydrogène (1) ; par Bradt (1932), qui, au lieu d'injecter sous pression de l'air, provoquait dans le fond de ses récipients, par l'intermédiaire d'un tube, un dégagement de bulles, en créant, à la partie supérieure fermée de ses élevages, une dépression atmosphérique partielle (il réussit ainsi l'élevage de *S. quadrivittatum*) ; par Baranov (1935), qui éleva *S. angustitarsis* et *S. aureum* ; par Erdman (1939), qui put suivre les étapes de l'évolution biologique de *S. ornatum* ; par Vargas (1945), qui mena à bien l'élevage, de l'œuf à l'adulte, de *S. trivittatum*, *S. callidum*, *S. wrighti* et *S. metallicum* ; par Mackerras et Mackerras (1948), qui élevèrent *S. ornatipes* ; par Jivkovitch (1950), qui réussit l'élevage de *S. salopiense* (2) ; par Larivière et Abonnenc, enfin (1956), qui obtinrent des adultes à partir de jeunes larves de *S. adersi* et *S. ruficorne*.

Tous ces appareillages ne réalisaient pourtant pratiquement que la première des deux principales exigences larvaires : l'oxygénation, et non le courant (le dégagement d'air pouvant cependant, s'il est important, être à l'origine d'une certaine turbulence de l'eau). C'est peut-être là l'origine de l'échec subi par Puri dans ses tentatives d'élevage de *S. ornatum*.

Dès 1921, cependant, Martini, avec un appareil très simple, avait pu reproduire dans ses récipients à la fois une oxygénation intense et un courant régulier. L'appareil de Martini, constitué par un simple aquarium au milieu duquel était suspendu verticalement, à quelques centimètres du fond, un tube de verre cylindrique, ouvert aux deux bouts, à la base duquel de l'air comprimé était amené par quatre petits tubes, lui aurait sans doute permis de mener à bien, le premier de tous, l'élevage des Simulies, si des incidents mécaniques n'avaient interrompu à plusieurs reprises l'injection de l'air. Il s'établissait un important courant ascendant à l'intérieur de la cheminée centrale et un descendant, très modéré, dans le reste de l'aquarium.

(1) Wagner, exposant sa méthode d'élevage, cite, étudiées par lui, les espèces suivantes : *S. ornatum*, *S. argyreatum*, *S. lundströmi*, *S. angustimanus*, *S. equinum*, *S. annulitibia*. Bien que, par ailleurs, il dise avoir obtenu des adultes à partir d'œufs, il n'est pas précisé lesquelles des espèces précitées ont pu ainsi être entièrement élevées.

(2) Jivkovitch, dans sa bibliographie, cite les élevages, par De Leon (*in* Vargas 1945) des espèces *S. trivittatum*, *S. callidum* et *S. metallicum*. D'après le texte de Vargas, il semble bien que ce soit à ce dernier que revienne le mérite d'avoir réussi l'élevage, en laboratoire, des espèces précitées, De Leon ayant simplement observé la biologie de certaines espèces dans des insectaria placés dans la nature même, sur des courants d'eau naturels.

Un appareillage identique fut ensuite utilisé par Smart (1934) qui réussit l'élevage de *S. ornatum* et, plus récemment, par Fredeen et coll. (1953) qui purent élever *S. venustum* et *S. vittatum*.

Toutefois, comme Smart lui-même en fit la critique, ces appareillages avaient l'inconvénient de ne pas permettre une observation facile, en raison de la mauvaise visibilité créée par l'interposition, entre l'observateur et l'insecte en élevage, de deux épaisseurs de verre séparées par une épaisseur d'eau en mouvement. Pour pallier cet inconvénient, Grenier (1944) avait imaginé le dispositif suivant : un tube cylindrique en verre, de quelques centimètres de diamètre, est coupé en deux longitudinalement. Cette « gouttière » est collée verticalement sur la face interne de la paroi d'un grand cristalliseur, formant ainsi une colonne ouverte aux deux extrémités. Le niveau de l'eau est amené à quelques centimètres au-dessus de l'extrémité supérieure de la gouttière.

Un dégagement d'air, à la base de celle-ci, y provoque par entraînement un courant de bas en haut. Grenier éleva ainsi *S. ornatum* et *S. costatum*, de la larve à l'adulte.

Nous-mêmes pratiquons depuis 1952 l'élevage en laboratoire des *Simulies* françaises. Nous avons tout d'abord utilisé l'appareil de Grenier. Toutefois, rapidement, nous avons été amenés à le modifier.

Cet appareillage présente en effet, à notre avis, quelques inconvénients : il est tout d'abord très difficile, à moins de disposer d'un outillage spécialisé, de couper régulièrement dans du tube de verre de gros calibre la gouttière décrite plus haut. Le collage de celle-ci contre la paroi interne du cristalliseur présente également certaines difficultés (Grenier utilisait de la « cire de Golaz »). Enfin, lorsque, après un certain temps de fonctionnement, une véritable croûte d'algues ou de substances alimentaires inutilisées s'est déposée sur les parois, le nettoyage à fond de l'ensemble manque de facilité.

Notre appareillage :

Il consiste en un récipient cylindrique vertical de quelques centimètres de diamètre (nous utilisons de grandes éprouvettes à pied, en verre ordinaire, non graduées, d'une contenance allant d'un demi-litre à trois litres). Une lame de verre, dont la largeur correspond le plus exactement possible au diamètre interne du récipient, est introduite verticalement dans celui-ci. Une pince métallique plastifiée (genre pince à linge), enserrant la base de la lame de verre, empêche celle-ci de venir se poser sur le fond du récipient et y ménage un espace libre de quelques centimètres de hauteur.

FIG. 1

FIG. 2

Un tube de verre, dont l'extrémité recourbée est passée dans les anses de la pince, amène de l'air comprimé à la base de l'une des deux colonnes semi-cylindriques ainsi délimitées (voir photo). Ce dégagement d'air (3) entraîne l'eau en un courant ascendant dans l'un des demi-cylindres et descendant dans l'autre. Si la coupe du verre a été effectuée avec une certaine précision, la pose d'un joint éliminant l'espace entre le bord de la lame médiane et la paroi interne du récipient est inutile.

La disposition en hauteur de l'élevage permet l'installation des insectes sur une longueur importante. Les larves et les nymphes se fixent en partie sur la lame médiane, en partie sur la paroi même du récipient, ce qui permet alors une excellente observation (une seule couche de verre entre l'expérimentateur et l'insecte). Par ailleurs, en fonction de leur rhéotropisme, les *Simulies* prennent position soit dans la partie ascendante, relativement turbulente en raison du dégagement d'air, soit dans la partie descendante où le courant est très régulier. Les diverses mues, la nymphose et l'éclosion peuvent être facilement suivies avec une loupe binoculaire sur axe horizontal.

Le démontage, le nettoyage et le remontage ne demandent que quelques instants. La stérilisation de tout le matériel est des plus faciles.

Le réglage de la pression de l'air injecté et le calibre du tube à dégagement permettent de conditionner la vitesse du courant, et la turbulence de l'eau.

Les adultes éclos peuvent être recueillis dans des poches de mousseline coiffant le haut des colonnes. Quand il n'y a qu'un seul élevage dans un local ou qu'il n'est pas utile de séparer les adultes issus de plusieurs colonnes, les poches de mousseline ne sont plus nécessaires. Il suffit de récolter les adultes au capteur-aspirateur, le jour, sur la vitre de fenêtre la plus éclairée du local, ou, de nuit, sur une surface vitrée brillamment éclairée. Les adultes présentent en effet un phototropisme positif intense, se manifestant immédiatement après l'éclosion (Doby, Bernard et David, 1956).

(3) Pour l'obtention de l'air comprimé, il convient de n'utiliser que des compresseurs à membrane. Nous disposions primitivement d'un compresseur à segments. Nous avons été amenés à abandonner ce type d'appareil. En dépit des divers systèmes d'épuration, il laisse très souvent passer dans l'air injecté un peu d'huile, ce qui, à l'expérience, s'est révélé nocif pour les larves de *Simulies*. Dans le cas d'élevages à colonnes multiples, il est indispensable de disposer d'une rampe de distribution d'air avec un robinet par colonne, sinon le réglage des débits individuels est pratiquement impossible à réaliser. Dans le cas d'élevages d'importance réduite, un petit appareil à membrane vibrante (par électro-aimant), servant habituellement à aérer les aquariums d'appartement, est largement suffisant pour assurer oxygénation et courant dans une colonne de deux litres ou dans deux de un litre.

Espèces élevées :

Nous avons entrepris, dans l'Ouest de la France, l'étude faunistique et biologique des Simulies. Plus de 300 stations larvaires et nymphales ont déjà été étudiées, certaines suivies tout le long de l'année (4). Si les formes larvaires âgées et les nymphes sont facilement identifiables, il n'en est pas de même des premiers stades. Notre appareillage nous a ainsi permis de déterminer le plus souvent l'espèce à laquelle appartenaient des individus très jeunes ou même des œufs. Les larves et les pontes, à condition d'être maintenues en atmosphère très humide (et non immergées dans l'eau), supportent très bien, sans précautions particulières, un séjour de 24 heures en récipient de verre et leur transport au laboratoire. Les débris végétaux et les plantes leur servant de support dans leur gîte naturel sont alors placés dans la demi-colonne où le courant est descendant. En quelques heures, les larves quittent spontanément ceux-ci pour se rendre dans les zones où le courant est le plus rapide, et le plus souvent, le plus turbulent. Les supports naturels sont alors enlevés.

Il arrive assez fréquemment que les larves occupent des positions bien en ligne sur les parois (voir photo). Il semble que les écarts entre les zones de fixation soient déterminés par la fréquence et la taille des bulles d'air du dégagement. Il y a peut-être alors apparition dans l'eau d'ondes de vibration (« nœuds » et « ventres ») tout le long de la colonne.

La nourriture est assurée par l'addition journalière de quelques gouttes d'une suspension obtenue par broyat simultané de levure de bière, de fécule de pommes de terre et de feuilles de graminées. En quelques minutes, on peut d'ailleurs observer, au travers de la paroi de verre, la réplétion progressive du tube digestif des larves. La quantité de nourriture à administrer journalièrement est évidemment fonction de la quantité de larves en élevage et de leur taille. Certaines espèces (*S. ornatum*, *S. aureum*, par exemple) supportent très bien un début de pollution de l'eau dû à un excès de nourriture. Par contre, d'autres (*S. hirtipes*, *S. tredecimatum*) exigent un dosage soigné de la nourriture et ne tolèrent pas la pollution.

De même, il faut tenir compte, dans une certaine mesure, de la température. La plupart de nos élevages ont été menés à la température du laboratoire, soit de 17° C. à 23° C. Toutefois, parfois,

(4) L'Ouest de la France, la Bretagne notamment, est extrêmement riche en simuliidés. A côté d'espèces banales, nous avons eu l'occasion de relever de nombreuses stations d'espèces pourtant réputées rares en France, par exemple *S. tredecimatum*, *S. hirtipes* (type et var. *arvernense*), *S. subexisum*, etc... ou même nouvelles (*Greniera fabri* Doby et David, 1959).

devant une mortalité élevée, avons-nous eu intérêt à baisser la température en plaçant les élevages en enceinte réfrigérée, notamment en ce qui concerne certaines espèces réputées sténothermes. Ainsi, *S. hirtipes*, sous ses deux variétés, semble très mal supporter des températures supérieures à 15° C.

En ce qui concerne plus particulièrement les œufs que nous avons eu l'occasion de récolter dans la nature, nous avons pu mener à bien (jusqu'à l'adulte chaque fois que nous l'avons désiré) l'élevage de 60 pontes, soit :

- 33 pontes de *S. ornatum* Meigen, 1818,
- 17 pontes de *S. aureum* Fries, 1824,
- 7 pontes de *S. erythrocephalum* De Geer, 1776,
- 3 pontes de *S. decorum* Walker, 1848.

L'origine de ces pontes, la date de leur récolte, la durée de l'élevage avant la fixation pour étude, le nombre d'individus vivants lors de celle-ci (« rendement ») sont donnés dans les tableaux 3 et 4.

Sauf dans trois cas, où une mortalité générale (pour raisons non déterminées) se produisit pendant les tout premiers jours, l'élevage de toutes les pontes récoltées fut mené à bien avec un rendement fort variable (de 4 à 452 individus lors de la fixation), mais en moyenne très acceptable :

« rendement » moyen pour <i>S. ornatum</i>	114	par	ponte
<i>S. aureum</i>	113	»	»
<i>S. erythrocephalum</i> ..	148	»	»
<i>S. decorum</i>	218	»	»

Les pontes mises en élevage comportaient de 200 à 2.000 œufs au maximum. Ce « rendement » est satisfaisant si on le compare à celui obtenu parfois avec d'autres appareillages et sur d'autres espèces : 8 nymphes sur 10.000 œufs de *S. damnosum* (Wright, 1957), 5 adultes sur 300 œufs de *S. metallicum* (Dalmat, 1955). Il faut dire aussi que les rendements obtenus par d'autres expérimentateurs furent par contre également satisfaisants : 15 % de nymphes (Bradt, 1932), 10 % d'adultes (Smart, 1934).

Les moyennes citées plus haut montrent que les conditions de vie offertes aux larves dans notre appareillage sont valables, à un degré comparable, pour les quatre espèces de Simulies, les pontes au départ étant généralement d'importance analogue (5).

Renseignements biologiques tirés de ces élevages :

1° MODE D'OVIPOSITION :

La façon dont les œufs sont déposés est précisée ou confirmée : pour les quatre espèces élevées, ils sont collés en masses sur les supports et non déposés isolément. Ces pontes peuvent parfois, en dépit de leur aspect homogène, être mixtes ; la mise en élevage d'un seul amas d'œufs nous a permis, à plusieurs reprises, d'obtenir deux espèces (généralement *S. ornatum* et *S. aureum*) et une fois même trois (*S. ornatum*, *S. aureum* et *S. erythrocephalum*). Par ailleurs, nous avons observé l'association *S. ornatum*-*S. aureum*, très fréquemment, mais alors en pontes séparées (tableau ci-dessous).

Association de pontes (mixtes ou non)

ESPÈCES	<i>S. ornatum</i>	<i>S. aureum</i>	<i>S. erythrocephalum</i>	<i>S. decorum</i>
<i>S. ornatum</i>	21	11	2	0
<i>S. aureum</i>	11	4	4	1
<i>S. erythrocephalum</i> ..	2	4	2	1
<i>S. decorum</i>	0	1	1	2

2° PÉRIODE DE PONTE :

Le nombre de pontes récoltées et mises en élevage pour chaque espèce est donné dans le tableau n° 5, en fonction de la période de l'année (mois et quinzaines). Ce tableau montre, du moins en ce qui concerne l'Ouest de la France et les années 1956, 1957 et 1958 :

a) *S. ornatum* : Cette espèce a pondu dès la seconde quinzaine de mars (pontes les plus précoces récoltées le 17-3-57) (6), jusqu'à la première

(5) Sauf celles de *S. decorum*. En effet, les amas d'œufs sont, en règle générale, beaucoup plus importants : les femelles accumulent leurs œufs, sur les mêmes supports, en des points bien localisés et habituellement très limités des courants d'eau, au niveau des déversoirs d'étang ou de petites chutes entre de larges zones pratiquement sans courant.

(6) Certaines années, des pontes peuvent être encore plus précoces, puisque, depuis le dépôt du manuscrit de cette note, nous avons pu en récolter le 21-2-1959.

quinzaine de décembre (12-12-57). Il est bien évident que le nombre de pontes par quinzaine figurant dans le tableau ne traduisent pas la fréquence de celles-ci. En effet, le nombre des prélèvements effectués dans les diverses stations (nombres qui figurent également dans le tableau) varie considérablement d'un mois à l'autre. Nous en effectuons surtout en mars-avril, quand les espèces univoltines se nymphosent avant de disparaître des gîtes larvaires jusqu'à la fin de l'année, puis en août et en décembre. Ce tableau montre que, pendant la deuxième quinzaine de mars et la première d'avril, les femelles, dont nous avons observé les éclosions dès les premiers jours ensoleillés de janvier, ont pondu d'une façon massive. Par la suite, du 15 avril au 15 mai, les pontes furent très rarement observées. Il semble donc qu'il se soit écoulé ainsi de un à deux mois sans que des pontes aient été déposées en quantité appréciable. Ce délai correspond sans doute à la vie larvaire et à la maturation des adultes de première génération (nous verrons plus loin que les colonies de *S. ornatum* présentent déjà souvent un pourcentage élevé d'enveloppes nymphales vides après 25 jours d'élevage en laboratoire). Par la suite, les pontes se succédèrent, la première génération donnant, en raison de son étalement dans le temps, des individus adultes pendant au moins un mois.

b) *S. aureum* : Cette espèce a pondu également dès la seconde quinzaine de mars. Les pontes se sont raréfiées ensuite pour réapparaître en grande quantité dès la fin de juin, puis n'ont plus été observées à partir du 15 août (dernière ponte récoltée le 15-8-57), après avoir été particulièrement nombreuses pendant la première quinzaine de ce mois.

S. aureum qui, dans l'Ouest de la France, est à peine moins fréquente que *S. ornatum*, semble donc avoir une période de ponte beaucoup plus courte que celle de celle-ci.

c) *S. erythrocephalum* : Le nombre de pontes que nous avons récoltées de cette espèce (7) est trop restreint pour pouvoir être d'interprétation valable. La première fut observée le 30-3-57. Il semble ensuite que de nombreuses pontes aient été déposées pendant la seconde quinzaine de juin. Enfin, d'autres pontes furent récoltées assez tard dans l'année (dernière récoltée le 7-11-57).

d) *S. decorum* : Trois pontes seulement (dont deux dans la même localité, mais de stations différentes) furent récoltées, de fin juin à fin juillet.

3° DURÉE DE L'ÉVOLUTION LARVAIRE :

Les élevages furent arrêtés et fixés après des temps d'évolution variant de 15 à 55 jours. Le moment de cet arrêt fut déterminé le plus souvent par l'apparition de stades âgés (prénymphes au

(7) Cette espèce, apparemment rare en France, si l'on considère qu'elle n'a été signalée jusqu'alors que de deux localités (Grenier 1953) a été rencontrée fréquemment.

moins) en proportion suffisante. Dans chaque élevage fixé, le pourcentage des différents stades fut établi. Ces pourcentages figurent dans les tableaux 1 et 2.

TABLEAU 1

Dans l'impossibilité de différencier avec certitude les divers stades larvaires, nous les avons arbitrairement séparés, suivant leur taille, en « petites larves », « moyennes larves », « grosses larves ». Les prénymphe furent différenciées grâce aux taches thoraciques correspondant aux futurs filaments respiratoires. Quant aux stades nymphaux, ils furent séparés, en fonction de leur teinte, en « nym-

phes jeunes » et « nymphes âgées ». Les enveloppes nymphales vides, qui, après l'éclosion de l'adulte, restent accrochées dans les cocons (8), furent également dénombrées.

L'examen de ces graphiques montre que, dans des conditions de température, de courant et de nourriture pourtant aussi comparables que possible, la durée de l'évolution larvaire peut varier

TABLEAU 2

(8) A condition que le courant de l'eau ne soit pas tumultueux, on peut retrouver ces enveloppes dans les cocons jusqu'à 15 jours après l'éclosion, sauf lorsque ceux-ci sont rapidement détruits par des petits chironomidés dont les pontes sont parfois associées à celles des *Simulies*.

considérablement, puisque certains élevages, fixés après un délai de 15 jours, peuvent parfois être tout aussi avancés que d'autres de la même espèce fixés après 50 jours. Il est possible que cette rapidité d'évolution soit ou bien un caractère inhérent à la ponte elle-même, ou bien, ce qui semble plus logique, la conséquence de conditions, favorables ou non, s'établissant d'une façon particulière dans chaque colonne d'élevage, sans que nous puissions même les soupçonner et les déterminer.

Le développement, lent ou rapide, n'est par ailleurs qu'exceptionnellement homogène. Les éclosions au sein d'une même ponte sont effectuées pourtant pratiquement simultanément, toutes les jeunes larves sortant des œufs dans un délai de quelques jours (4 ou 5) au grand maximum. Nous n'avons qu'exceptionnellement observé le phénomène d'éclosion retardée décrit par Grenier (1948), sauf dans le cas de masses d'œufs formées par superposition de plusieurs pontes d'âge différent. Il nous semble que ce sont surtout les différences considérables dans la rapidité d'évolution des individus qui font que de nombreux stades, sinon tous, peuvent se rencontrer simultanément en un même élevage (9).

Si l'on considère les élevages ayant évolué le plus rapidement, nous pouvons attribuer aux quatre espèces étudiées une durée d'évolution larvaire et nymphale pouvant n'être que de 25 jours. En effet, certains élevages fixés après une évolution de cette durée présentaient déjà un certain pourcentage d'enveloppes nymphales vides.

Par contre, des élevages à évolution lente peuvent, après 50 jours d'évolution, présenter encore des larves aux tout premiers stades.

Lorsque nous avons mis en élevage, en une même colonne, soit des pontes mixtes constituées d'œufs pondus par des femelles d'espèces différentes, soit des pontes déposées isolément, mais simultanément en une même station, il nous a été permis de déterminer la vitesse relative d'évolution des diverses espèces les unes par rapport aux autres. Bien que les différences observées soit peu considérables, nous avons noté, d'une façon constante, une évolution en valeur relative plus rapide chez *S. aureum*. Viennent ensuite, dans l'ordre, *S. erythrocephalum* et *S. ornatum*. Quant à *S. decorum*, la seule ponte mixte où elle était représentée a donné trop peu d'in-

(9) Nous avons pu observer des phénomènes d'éclosion retardée dans des conditions très particulières : des pontes, apparemment homogènes, maintenues pendant plusieurs mois à 3° C. après leur récolte, présentèrent des éclosions partielles et répétées à l'occasion de réchauffements à 10° C. pendant quelques heures (travaux en cours).

C'est sans doute ce qui se passe dans la nature, au cours des mois froids, pour les pontes tardivement déposées à la fin de l'automne.

TABLEAU 3

ESPÈCE	N° DU TABLEAU 2	ORIGINE	DÉPARTEMENT	DATE DE LA RÉCOLTE DE LA PONTE	DURÉE DE L'ÉLEVAGE	« RENDE- MENT »
<i>S. ornatum</i>	1	Champeaux — Etang de l'Espinay	I.-et-V.	24. 6.57	15 jours	62
	2	Sourdeval 1	Manche	12. 8.58	20 »	200
	3	Rochefort — Val d'Arz 1	Morbihan	6. 7.58	20 »	156
	4	Clecy	Calvados	12. 8.58	20 »	140
	5	Sourdeval 2	Manche	12. 8.58	20 »	113
	6	Blain	L.-Atl.	10. 4.57	25 »	124
	7	Forêt d'Ecouves — La Cance	Orne	26. 5.57	25 »	290
	8	Forêt d'Ecouves — Fontenoir	Orne	26. 5.57	25 »	31
	9	Thoury — Le Courgeon	I.-et-V.	25.10.58	25 »	56
	10	Thoury — La Couyère	I.-et-V.	25.10.58	25 »	92
	11	Tremblay	I.-et-V.	12.12.57	30 »	145
	12	St-Michel de Braspart — Le Réservoir	Finistère	2. 8.57	30 »	39
	13	Lamballe	Côtes-du-Nord	1. 7.56	30 »	43
	14	Saint-Gilles	I.-et-V.	7.11.57	30 »	18
	15	Champeaux — Etang de l'Espinay	I.-et-V.	24. 6.57	30 »	117
	16	Serent — La Claie	Morbihan	18. 5.58	30 »	16
	17	Noyal — Muzillac	Morbihan	7. 7.58	30 »	30
	18	Rochefort — Val d'Arz 2	Morbihan	6. 7.58	30 »	17
	19	Renac	I.-et-V.	14.11.57	35 »	36
	20	Redon	I.-et-V.	14.11.57	35 »	104
	21	Yffiniac	Côtes-du-Nord	1. 7.56	40 »	415
	22	Lanmeur	Finistère	30. 3.57	40 »	431
	23	Saint-Gilles	I.-et-V.	27. 8.56	40 »	53
	24	St-Michel de Braspart — Rivoal	Finistère	31. 3.57	40 »	155
	25	Crozon — Le Kerloch	Finistère	31. 3.57	40 »	134
	26	Mortain	Manche	26. 5.56	40 »	8
	27	Gévezé	I.-et-V.	25. 4.58	40 »	36
	28	St-Lunaire	I.-et-V.	17. 3.57	45 »	12
	29	Erquy	Côtes-du-Nord	17. 3.57	45 »	16
	30	Callac — L'Hyères	Côtes-du-Nord	1. 4.57	50 »	284
	31	St-Pol de Léon — La Panzé	Finistère	30. 3.57	50 »	74
	32	Callac — Affluent de l'Hyères	Côtes-du-Nord	1. 4.57	50 »	258
	33	Limerzel	Morbihan	8. 5.58	55 »	59

TABLEAU 4

ESPÈCE	N° DU TABLEAU 1	ORIGINE	DÉPARTEMENT	DATE DE LA RÉCOLTE DE LA PONTE	DURÉE DE L'ÉLEVAGE	« RENDE- MENT »
<i>S. aureum.</i>	1	Champeaux — Etang de l'Espinay 1	I.-et-V.	24. 6.57	15 jours	148
	2	Rochefort — Val d'Arz 1	Morbihan	6. 8.58	20 »	205
	3	Clecy	Calvados	12. 8.58	20 »	60
	4	Sourdeval	Manche	12. 8.58	20 »	87
	5	Blain	Loire-Atl.	10. 4.57	25 »	162
	6	Hennebont	Morbihan	5. 8.57	25 »	155
	7	Pont-Réan	I.-et-V.	28. 6.57	25 »	14
	8	Cesson	I.-et-V.	15. 8.57	30 »	168
	9	Lamballe	Côtes-du-Nord	1. 7.56	30 »	39
	10	Champeaux — Etang de l'Espinay 2	I.-et-V.	24. 6.57	30 »	20
	11	Grand-Champ	Loire-Atl.	15. 6.58	30 »	7
	12	Plessé	Loire-Atl.	15. 6.58	30 »	74
	13	Rochefort — Val d'Arz 2	Morbihan	6. 8.58	30 »	183
	14	Yffiniac	Côtes-du-Nord	1. 7.56	40 »	240
	15	Lanmeur	Finistère	30. 3.57	40 »	248
	16	St-Lunaire	I.-et-V.	17. 3.57	45 »	73
	17	Limerzel	Morbihan	8. 5.58	45 »	46
<i>S. erythro- cephalum..</i>	1	Champeaux — Etang de l'Espinay 1	I.-et-V.	24. 6.57	15 »	133
	2	Pacé — La Flume	I.-et-V.	7.11.57	25 »	135
	3	Pont-Réan	I.-et-V.	28. 6.57	25 »	17
	4	Thoury — La Couyère	I.-et-V.	35.10.58	25 »	208
	5	Cesson	I.-et-V.	15. 8.57	30 »	406
	6	St-Pol de Léon — La Horne	Finistère	30. 3.57	30 »	125
	7	Champeaux Etang de l'Espinay 2	I.-et-V.	24. 6.57	30 »	11
<i>S. decorum</i>	1	Paimpont (Déversoir 1)	I.-et-V.	28. 7.57	15 »	452
	2	Pont-Réan	I.-et-V.	28. 6.57	25 »	4
	3	Paimpont (Déversoir 2)	I.-et-V.	28. 7.57	35 »	200

TABLEAU 5

Mois	Janvier	Février	Mars	Avril	Mai	Juin	Juillet	Août	Septembre	Octobre	Novembre	Décembre
Quinzaine	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2	1 2
<i>S. ornatum</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
			6	3 1	1 4	2	5	4 1	—	2	3	1
<i>S. aureum</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
			2	1	1	5	2	6	—	—	—	—
<i>S. erythrocephalum</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
			1	—	—	3	—	1	—	1	1	—
<i>S. decorum</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
			—	—	—	1	2	—	—	—	—	—
Nombre de prélèvements effectués.....	9 15 5 8 31 63 41 43 18 33 8 14 12 7 26 24 0 2 3 15 8 3 10 40	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—
	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—

Addendum : Comme nous l'avons déjà signalé plus haut, depuis le dépôt du manuscrit, 5 pontes de *S. ornatum* ont été élevées. Elles furent respectivement récoltées le 21-2-59 (1), le 8-5-59 (2) et le 15-5-59 (2).

dividus de cette espèce pour que nous puissions en tirer quelques renseignements.

4° NOMBRE DE GÉNÉRATIONS ANNUELLES :

Compte tenu des dates de récoltes des pontes dans la nature, des durées possibles d'évolution larvaire et nymphale, et bien que nous soyons dans l'ignorance concernant les délais nécessaires à la formation des œufs après la copulation (10), nous estimons à un minimum de trois, sinon quatre, le nombre de générations annuelles chez *S. ornatum* et *S. erythrocephalum*, et à un minimum de deux, sinon trois, le nombre de générations annuelles chez *S. aureum*. Quant à *S. decorum*, le nombre des pontes récoltées et élevées est, ici aussi, trop restreint pour permettre de se faire une opinion.

RÉSUMÉ

Après un rappel concernant les techniques d'élevage antérieurement utilisées, un nouvel appareillage est décrit. Il a déjà permis de mener à bien, avec un rendement très satisfaisant, l'élevage de 60 pontes de Simuliidés appartenant aux espèces *S. ornatum*, *S. aureum*, *S. erythrocephalum* et *S. decorum*, récoltées en 1956, 1957 et 1958 dans divers départements de l'Ouest de la France. Ces élevages permettent d'apporter un certain nombre de précisions ou de confirmations concernant le mode d'oviposition, les périodes où celle-ci s'effectue, l'évolution larvaire et le nombre de générations annuelles.

BIBLIOGRAPHIE

- BARANOV (N.). — K poznavanju golubačke mušice. II. *Vet. arhiv*, Zagreb, 1935, 5, n° 2 et 3.
 — in JIVKOVICH. — 1950.
 BEQUAERT (J. C.), 1934, in STRONG (R. P.), SANDGROUND (J. H.), BEQUAERT (J. C.) et OCHOA (M. M.). — *Onchocerciasis with special reference to the Central american form of the disease*. Harvard Univers. Press, Cambridge, 1934.
 BRADT (S.). — Notes on Puerto-Rican black-flies. *The Puerto Rico Jl. of Publ. Health and Trop. Med.*, 1932, 8, p. 69.
 CAMERON (A. C.). — The morphology and biology of a canadian cattle-infesting black fly, *Simulium simile* Mall. (*Diptera-Simuliidæ*). *Dom. Canad. Dept. Agric. Bull.*, 1922, 5, p. 26.
 DALMAT (H. T.). — *The black flies (Diptera-Simuliidæ) of Guatemala and their role as vectors of onchocerciasis*. Smithsonian Miscellaneous Collections, 1955, 125, n° 1.

(10) Friederichs (in Grenier 1953) pense que l'accouplement chez *C. maculatum* peut s'effectuer le jour même de l'éclosion. Le phénomène a été observé dans les quelques heures suivant l'éclosion chez *S. lascivum* par Twinn (1936) et par nous-mêmes chez *S. ornatum* obtenu d'élevage.

- DOBY (J.-M.). — L'élevage en laboratoire des insectes torrenticoles. Simplification de l'appareillage d'élevage des Simulies (Diptères, Nematocères, Simuliidés). *Bull. Soc. Entomol. Nord de la France*, 1957, n° 91, p. 1.
- DOBY (J.-M.), BERNARD (C.) et DAVID (F.). — Observations sur le phototropisme expérimental de *Simulium decorum* Walker, 1848, et de *Simulium ornatum* Meigen, 1818. *Bull. Soc. Scient. Bretagne*, 1956, 31, p. 117.
- ERDMANN (K.). — Beobachtungen über die Bewegungen bei der Verpuppung von *Simulium ornatum* Meig. *Zeitschrift f. Morphol. und Oekolog. der Tiere*, 1939, 35, p. 1.
- FREDEEN (F. J. H.), SPINKS (J. W. T.), ANDERSON (J. R.), ARNASON (A. P.) et REMPEL (J. G.). — Mass tagging of black flies (*Diptera-Simuliidae*) with radiophosphorus. *Canad. Jl. of Zoology*, 1953, 31, p. 1.
- GRENIER (P.). — Contribution à l'étude biologique des Simuliidés de France. *Physiol. comp. et oecologia*, 1948, 1, p. 165.
- GRENIER (P.). — *Simuliidae de France et d'Afrique du Nord*. Encyclopédie entomologique, Lechevalier édit., Paris, 1953.
- HARTLEY (C. F.). — Rearing Simuliids in the laboratory from eggs to adulte. *Proc. Helminthol. Soc. of Washington*, 1955, 22, p. 93.
- HOFFMANN (C. C.). — Los simulidos de la region onchocercosa de Chiapas (con descripcion de nuevas especies). *Anales des Inst. Biol. Univ. Nac. auton. Mexico*, 1930, 1, p. 293.
- JIVKOVITCH (V.). — Le développement de *Simulium salopiense* Edw. 1927, son élevage au laboratoire à partir de l'œuf jusqu'à l'insecte adulte. *Bull. Acad. Serbe des Sciences Nat.*, Belgrade, 1950, séance du 28 octobre.
- LARIVIÈRE (M.) et ABONNENC (E.). — Premières données biologiques concernant deux espèces de simulies (*S. adersi* et *S. ruficorne*) observées pour la première fois dans la presqu'île du Cap Vert. *Soc. Méd. de l'A.O.F.*, séance du 5 mars 1956.
- LEON (R. J. De). — Nuevo tipo de insectario para el cultivo de los simulidos. *Bol. Sanit. Guatemala*, 1941, 12, p. 124.
- MARTINI (E.). — Ueber Steckmücken und Kriebelmückenzucht. *Archiv f. Schiffss und Tropen Hyg., Path. und Therap. exot. Krankheiten*, 1921, 25, p. 120.
- MACKERRAS (M. J.) et MACKERRAS (J. M.). — *Simuliidae* (*Diptera*) from Queensland. *Austral. Journ. Sci. Res.*, série B, 1948, 1, n° 2.
- PURI (I. M.). — On the life history and structure of the early stages of the *Simuliidae* (*Diptera-Nematocera*). *Parasitology*, 1925, 17, p. 295.
- SMART (J.). — On the biology of the black fly, *Simulium ornatum* Mg. (*Diptera, Simuliidae*). *Proceed. Royal Physical Society*, 1929-1936, 22, p. 217.
- THOMAS (L. J.). — Black-fly incubator-aerator cabinet. *Science*, 1946, 103, p. 21.
- TWINN (C. R.). — The black-flies of eastern Canada (*Simuliidae, Diptera*). Part I. *Canad. Jl. of Res.*, 1936, 14, p. 97.
- VARGAS (L.). — *Simulidos del Nuevo Mondo*, 1945. Monographie n° 1. Inst. Salubr. Enferm. Trop. Mexico.
- WAGNER (W.). — Bau und Funktion des Atmungs-systems der Kriebelmücken larven. *Zool. Jarbücher*, 1926, 42, p. 441.
- WRIGHT (F. N.). — Rearing of *Simulium damnosum* Theobald (*Diptera, Simuliidae*) in the laboratory. *Nature*, 1957, 180, p. 1059.

(Laboratoire de Parasitologie

de la Faculté de Médecine et de Pharmacie de Rennes)