

Collection Acridologie Opérationnelle n° 2

LA SURVEILLANCE DES SAUTERIAUX DU SAHEL

par

M. LECOQ et J. MESTRE
Docteurs ès Sciences

Comité Inter-États de lutte contre la Sécheresse dans le Sahel (CILSS).
Centre AGRHYMET. Département de Formation en Protection des Végétaux (DFPV). Volet Information.

Financement : PAYS-BAS.

Réalisation : PRIFAS. Acridologie Opérationnelle Ecoforce® Internationale. Département GERDAT. Centre de Coopération Internationale en Recherche Agronomique pour le Développement (CIRAD).

Tous droits d'adaptation, de traduction et de reproduction par tous procédés, y compris la photocopie et le microfilm, réservés pour tous pays.

© Ministère des Affaires Étrangères des Pays-Bas et CIRAD/PRIFAS (France). 1988.
ISBN : 2 - 87614 - 010 - X

TABLE DES MATIÈRES

INTRODUCTION	5
1. SYSTÈME DE SURVEILLANCE ET D'ALERTE PRÉCOCE CONTRE LES SAUTERIAUX	6
2. LES PROSPECTIONS DE DÉBUT DE SAISON DES PLUIES LA SURVEILLANCE DES ÉCLOSIONS SUR SEMIS	6
3. LES PROSPECTIONS DE PLEINE SAISON DES PLUIES : LA SURVEILLANCE DU SAHEL DES PÂTURAGES	8
4. LES PROSPECTIONS DE FIN DE SAISON DES PLUIES : LA SURVEILLANCE DES ARRIVÉES MASSIVES D'AILÉS	9
5. LES PROSPECTIONS DE DÉBUT DE SAISON SÈCHE : LE REPÉRAGE DES SITES DE PONTE	10
6. LES PROSPECTIONS DE SAISON SÈCHE : LA SURVEILLANCE DES CULTURES DE CONTRE-SAISON	11
7. BASE DE LA SURVEILLANCE : LES PROSPECTIONS	11
8. ÉVALUATION DES DENSITÉS D'OOOTHÈQUES	12
8.1. Matériel	12
8.2. Technique	12
9. ÉVALUATION DES DENSITÉS DE LARVES ET D'IMAGOS	14
9.1. Évaluation des densités de larves	14
9.2. Évaluation des densités d'imagos	15
9.3. Conditions de réalisation des comptages	15
10. CAPTURE D'UN ÉCHANTILLON DE CRIQUETS	16
11. IDENTIFICATION DE L'ESPÈCE	17
12. RECONNAISSANCE DU SEXE	18
13. DÉTERMINATION DE L'ÂGE DES LARVES	19
14. DÉTERMINATION DE L'ÂGE DES IMAGOS	20
14.1. Dureté du corps	20
14.2. Développement des ovaires chez les femelles	20
14.3. Présence de matière spumeuse sur les valves de l'organe de ponte (oviscapte) des femelles	20
14.4. Aspect général du criquet	20
15. DÉTERMINATION DE L'ÂGE DES ŒUFS	22
15.1. Matériel	22
15.2. Technique	23
15.3. Stades embryonnaires	23

16. MISE A MORT DES CRIQUETS	23
17. PRÉPARATION DES CRIQUETS MORTS	24
18. CONSERVATION DES CRIQUETS	26
19. COLLECTION DE RÉFÉRENCE	27
20. FICHE DE PROSPECTION	28

INTRODUCTION

Les criquets ravageurs de la zone soudano-sahélienne d'Afrique de l'Ouest peuvent être classés en deux catégories bien distinctes : les locustes et les sauteriaux. Dans la première catégorie se situent le Criquet migrateur africain, le Criquet pèlerin et le Criquet nomade. La seconde regroupe toutes les autres espèces de criquets, ravageurs ou non.

Les problèmes posés par ces deux catégories d'acridiens sont bien différents. Les locustes sont des espèces à « transformation phasaire », c'est à dire pouvant, selon la densité des populations, se présenter sous deux formes très différentes appelées aussi phases : une forme ou phase solitaire et une forme ou phase grégaire. La phase grégaire est celle qui est responsable des dégâts, souvent considérables, causés par ces criquets. Le passage de la phase solitaire à la phase grégaire se réalise préférentiellement dans certaines zones : les aires grégarigènes. C'est dans celles-ci que peuvent prendre naissance les grandes invasions de locustes susceptibles de ravager les cultures de tout un continent. La stratégie de lutte préventive contre ces espèces passe donc par une surveillance intensive des aires grégarigènes, aires qui sont assez généralement situées en dehors des zones de cultures principales. Il s'agit de bloquer à la base tout départ d'invasion afin d'empêcher les essaims de se disséminer et d'atteindre les zones de cultures car l'invasion, une fois déclenchée, est très difficile à enrayer et peut se maintenir pendant de nombreuses années. La surveillance des populations de locustes pose des problèmes spécifiques et ne sera pas envisagée ici.

Dans le cas des sauteriaux, il n'existe chez ces espèces ni phénomène de transformation phasaire, ni aires grégarigènes, ni risque d'invasions généralisées. Néanmoins, des pullulations importantes peuvent se produire et – alors que pour les locustes les risques de départ d'invasion sont rares (une année sur dix environ pour fixer les idées) – des dégâts parfois très importants de sauteriaux sont fréquemment enregistrés chaque année dans une zone ou une autre du Sahel. Ces pullulations peuvent revêtir, par leur ampleur, le caractère d'une véritable catastrophe. Ce fut le cas, dans un passé récent, en 1974 et en 1975, puis en 1985 et en 1986. Pour ces espèces, la stratégie de lutte est tout autre que celle évoquée pour les locustes. Là, il n'y a pas d'aire grégarigène à surveiller. Les actions à mener se déroulent, pour l'essentiel, dans les zones de cultures. Elles consistent en une surveillance intensive du niveau des populations de sauteriaux sur l'ensemble de l'aire d'habitat des espèces incriminées, autrement dit sur l'ensemble du Sahel. Tâche immense qui ne peut être menée à bien que grâce à la maîtrise d'un ensemble de techniques de base et à la mise en œuvre d'une stratégie de surveillance adéquate alliant les compétences des agriculteurs à celles des Services de Protection des Végétaux.

Cette stratégie, objet du premier chapitre, repose sur la connaissance de la bio-écologie des principaux sauteriaux ravageurs et sur la délimitation des périodes clés de leur développement, chacune de ces périodes présentant un problème spécifique et un risque particulier.

Les techniques de la surveillance des populations de sauteriaux sont exposées dans le cadre du second chapitre. Ces techniques doivent rendre possible, devant une situation particulière, la réalisation d'un diagnostic précis. Ce dernier permettra de juger du degré de gravité de la situation et de décider d'une intervention opportune de lutte¹.

Nous avons volontairement évité tous développements théoriques qui pourront facilement être trouvés dans d'autres ouvrages, nous limitant aux données techniques essentielles permettant d'être opérationnel sur le terrain. Un choix a également été réalisé parmi les méthodes disponibles pour ne retenir que celles qui nous ont paru, à l'expérience, les mieux adaptées au problème sauteriaux en Afrique de l'Ouest et qui nous paraissent devoir être généralisées.

¹ Les méthodes de lutte feront l'objet du troisième volume de cette collection.

1. SYSTÈME DE SURVEILLANCE ET D'ALERTE PRÉCOCE CONTRE LES SAUTERIAUX

Contrairement aux locustes – espèces pouvant se présenter, soit sous une forme solitaire soit sous une forme grégaire – les sauteriaux ne possèdent pas d'aire grégarigène où l'on pourrait concentrer les efforts de surveillance. Bien au contraire, des pullulations peuvent survenir fréquemment ici ou là dans l'ensemble du Sahel. De plus, de nombreuses espèces entrent en jeu, chacune avec son écologie propre, sur un large éventail d'habitats et de cultures.

Il convient donc de disposer d'un système de surveillance aussi large et décentralisé que possible afin de détecter rapidement toute pullulation présentant un risque pour les cultures. En fait, ce sont les paysans qui, étant les premiers sur place, seront les mieux à même d'assurer la surveillance de leurs cultures, de réaliser les signalisations et les premières opérations de lutte.

La constitution de brigades phytosanitaires villageoises paraît devoir être généralisée. Quatre ou cinq agriculteurs par village formés à l'utilisation de moyens simples, modernes et efficaces de traitement comme les appareils de traitement ultra bas volume (UBV) à piles, pourraient traiter les champs du village et résoudre 80 % des cas de pullulations de sauteriaux dans les cultures et leurs abords immédiats.

Les services de protection des végétaux devraient essentiellement se charger de pullulations de plus grande ampleur ou situées en dehors des cultures, et tenter d'avoir une vue globale de la situation sur l'ensemble d'un pays afin de réaliser la surveillance des zones à plus fort risque en fonction des saisons et des conditions écologiques du moment.

Cette stratégie de surveillance à deux niveaux – paysans et service de protection des végétaux – est la mieux adaptée et à la nature spécifique du problème sauteriaux et à la réalité technologique et financière des états sahéliens. Elle doit permettre de passer peu à peu de la stratégie actuelle de lutte curative à une véritable lutte préventive contre ces ravageurs.

Les stratégies de surveillance développées dans les paragraphes suivants sont surtout applicables pour les espèces dont la biologie et l'écologie sont voisines de celles d'*Oedaleus senegalensis*. Elles sont aussi applicables pour les autres espèces sous réserve d'adaptations qui seront mentionnées dans le volume de cette collection intitulé " **Vade-mecum des criquets du Sahel** ".

2. LES PROSPECTIONS DE DÉBUT DE SAISON DES PLUIES LA SURVEILLANCE DES ÉCLOSIONS SUR SEMIS

De nombreuses espèces de criquets disparaissent pendant la saison sèche. Seuls leurs œufs, en arrêt de développement (diapause), sont présents dans le sol. C'est le cas, par exemple d'*Oedaleus senegalensis* Krauss, 1877, principal sauteriau ravageur du Sahel. Avec les premières pluies (20 mm ou plus), ces œufs vont achever leur développement en quelques jours et éclore, donnant naissance à de jeunes larves. Or, les premières pluies qui permettent les éclosions de sauteriaux sont également celles qui vont décider les paysans à semer. Dès lors, éclosions et apparition des larves de sauteriaux vont se réaliser au moment même où les cultures sont en train de germer et où quelques larves au mètre carré suffisent pour détruire entièrement les jeunes plantules.

Contre ces espèces, le début de la saison des pluies sera le moment le plus opportun pour traiter es jeunes larves de la nouvel génération.



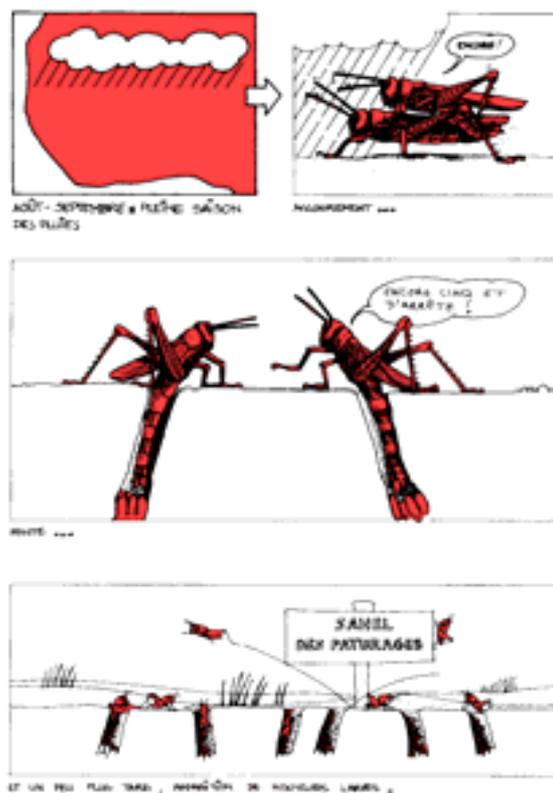
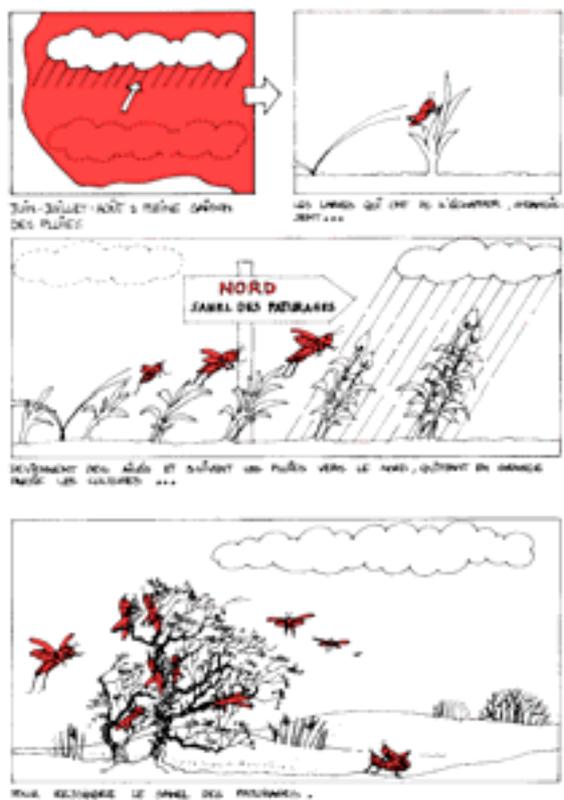
Outre le fait que l'éclosion des larves coïncide avec la germination des cultures, on peut également avancer les arguments suivants pour encourager au maximum les opérations de lutte dès cette époque de l'année :

- Les plus fortes populations sont alors surtout dans la partie sud du Sahel et dans la zone soudanaise au peuplement humain relativement élevé et aux communications meilleures. Les opérations de lutte et de surveillance n'en seront que plus aisées.
- La lutte en début de saison des pluies contribue sensiblement à réduire les effectifs acridiens et donc à diminuer d'autant les attaques ultérieures.
- Les traitements seront plus efficaces et plus faciles en début de saison des pluies lorsque les déplacements ne sont pas entravés par l'inondation ou la boue et que la végétation est moins dense.
- Les doses d'insecticides nécessaires sont moins élevées pour les jeunes larves que pour les imagos et les larves sont plus faciles à traiter (mobilité moindre notamment d'un jour à l'autre).

Il conviendra donc d'être vigilant dès les premières pluies en surveillant la densité des populations de criquets dans les zones de cultures, de friches, de jachères et de végétation naturelle avoisinantes.

La lutte sera d'autant plus efficace en début de saison des pluies qu'un repérage des principales zones de pontes à la fin de la saison des pluies précédente aura été préalablement effectué.

Les seuils densitaires pour déclencher des opérations de traitement sont indiqués dans le volume de cette collection consacré aux méthodes de lutte.

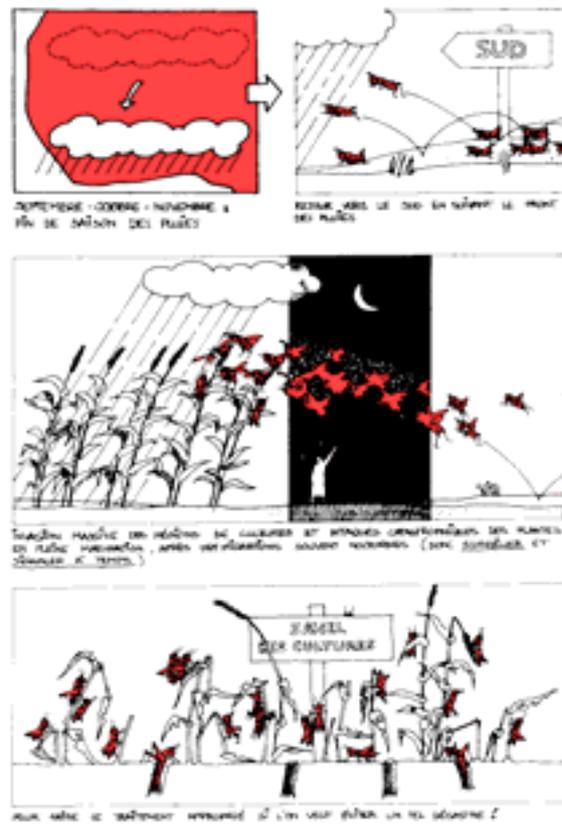


3. LES PROSPECTIONS DE PLEINE SAISON DES PLUIES : LA SURVEILLANCE DU SAHEL DES PÂTURAGES

Pendant la saison des pluies, les populations de sauteriaux quittent en grande partie le Sahel des cultures. Elles suivent le front inter-tropical vers le nord et vont se reproduire dans le Sahel des pâturages où elles peuvent se multiplier abondamment. Ces populations de sauteriaux passent le plus souvent inaperçues car elles se situent en dehors des zones de cultures. Ces dernières sont alors relativement épargnées. Par ailleurs, les espèces végétales ayant atteint un stade phénologique plus avancé, supportent mieux les attaques des ravageurs.

La surveillance de ces populations de sauteriaux dans les zones nord-sahéliennes est pourtant importante car ce sont elles qui, en fin de saison des pluies, vont migrer vers le sud avec le recul du front intertropical et envahir le Sahel des cultures à une époque où le mil, en particulier, est en voie de maturation et spécialement vulnérable.

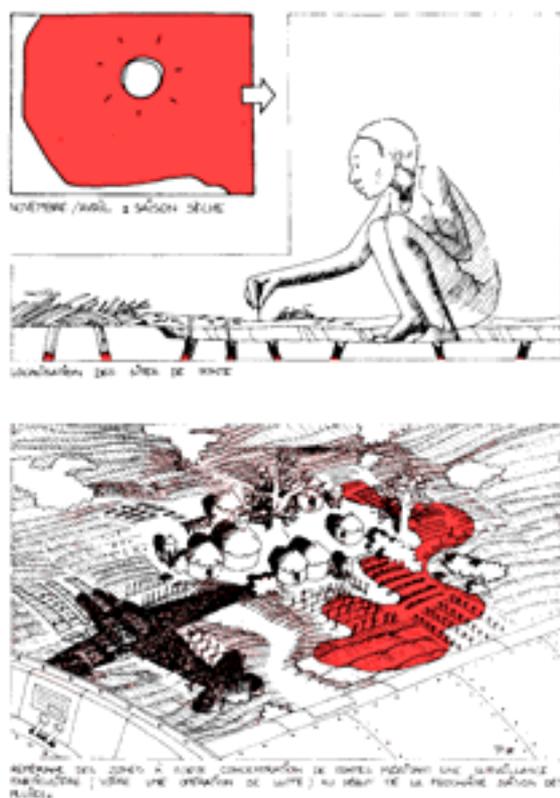
L'importance de ces populations trouvées dans le Sahel des pâturages aux alentours du mois d'août détermine donc les risques pour les cultures pour les mois de septembre et octobre.



4. LES PROSPECTIONS DE FIN DE SAISON DES PLUIES : LA SURVEILLANCE DES ARRIVÉES MASSIVES D'AILÉS

De nombreuses espèces de sauteriaux se reproduisent pendant la saison des pluies dans le Sahel des pâturages. En fin de saison des pluies, ces populations, dont les effectifs peuvent avoir augmenté d'une manière importante (après 2 ou 3 générations successives) sont chassées de leurs aires de reproduction septentrionales par l'arrivée de la sécheresse. Elles suivent le retrait du front inter-tropical et se déplacent vers le sud. Ces populations de criquets envahissent alors les zones de cultures. Le mil peut subir des attaques catastrophiques surtout s'il est à l'état de grains laitieux, particulièrement attractif pour de nombreux sauteriaux.

Ces populations d'ailés migrants peuvent être en densité très forte après s'être multipliés dans la zone du Sahel des pâturages. On peut assister à de véritables migrations nocturnes d'essaims de sauteriaux. Il est donc fondamental de surveiller et de signaler immédiatement ces arrivées massives pour protéger les cultures sur pied.



5. LES PROSPECTIONS DE DÉBUT DE SAISON SÈCHE : LE REPÉRAGE DES SITES DE PONTE

En fin de saison des pluies de nombreux sauteriaux effectuent une migration vers le sud suivant le déplacement du front intertropical (FIT). Ils pondent au cours de ce déplacement et les œufs déposés à cette époque, chez de nombreuses espèces, vont passer la saison sèche pour éclore en début de saison des pluies suivante occasionnant des dégâts sur les semis.

Les zones de concentration des œufs peuvent être signalées au moment de la ponte et il conviendra d'encourager les paysans à le faire. Mais il est également possible de repérer la présence des oothèques dans le sol au cours des prospections ultérieures. Celles-ci devront être conduites en début de saison sèche lorsque subsistent encore des indices de la présence passée des ailés (dégâts visibles sur la végétation, présence de crottes, d'exuvies, de cadavres d'ailés, etc.)

On effectuera ces prospections de recherche des oothèques :

- dans les zones où l'on sait que les sauteriaux étaient abondants en fin de saison des pluies ;
- dans les zones où les crottes de sauteriaux sont abondantes, indice de passages récents de populations, même si l'on n'est pas sûr que les femelles aient pondu.

Le repérage de ces sites de ponte est important dans l'établissement d'une stratégie de lutte préventive. C'est à partir de la localisation de ces zones de ponte que l'on peut effectuer, avec environ 6 mois d'avance, une planification rationnelle de la campagne de lutte pour le début de la saison des pluies suivante.

6. LES PROSPECTIONS DE SAISON SÈCHE : LA SURVEILLANCE DES CULTURES DE CONTRE-SAISON

Au cours de la saison sèche, une grande partie des sauteriaux ayant causé des dégâts en saison des pluies disparaît. C'est le cas d'*Oedaleus senegalensis* Krauss, 1877 qui passe la saison sèche sous forme d'œufs à diapause. D'autres espèces conservent une vie active en saison sèche et peuvent se reproduire : *Pyrgomorpha cognata* Krauss, 1877, *Pyrgomorpha vignaudii* (Guérin-Méneville, 1849), *Aiolopus thalassinus* (Fabricius, 1781), etc. On en connaît aussi, comme *Diabolocatanops axillaris* (Thunberg, 1815) et *Aiolopus simulatrix* (Walker, 1870), qui restent immatures durant toute la saison sèche ; le fonctionnement des ovaires est alors bloqué chez les femelles.

Dans tous les cas, ces espèces sont susceptibles de causer des problèmes sur les cultures de contre-saison effectuées dans les zones irriguées. Ces cultures peuvent créer localement des conditions propices et provoquer une concentration et une prolifération de telle ou telle espèce de sauteriaux nécessitant éventuellement une intervention locale.

Dans l'ensemble, cependant, la saison sèche est une période d'activité acridienne moins intense et reste la principale étape de préparation des opérations de lutte de la saison des pluies suivante en se basant, autant que faire se peut, sur les données recueillies en fin de saison des pluies et en particulier sur les zones de concentration des pontes.

7. BASE DE LA SURVEILLANCE : LES PROSPECTIONS

La surveillance des populations de sauteriaux implique la réalisation d'observations de terrain conduites selon un protocole précis dans le cadre de ce qu'il est convenu d'appeler les prospections. Celles-ci doivent permettre d'apprécier le degré de gravité de la situation acridienne en un site donné.

Il est particulièrement important que chaque prospection soit réalisée dans un milieu homogène du point de vue de ses caractéristiques écologiques. Le critère le plus aisé à prendre en compte est l'aspect physiognomique du tapis végétal. On veillera donc à ce que toutes les observations suivantes soient réalisées dans des milieux ayant sensiblement les mêmes caractéristiques du point de vue de l'aspect de la végétation.

Chaque prospection devra, au minimum, comporter les observations suivantes :

- la densité des populations de larves et d'ailés ; éventuellement la densité des pontes ;
- les espèces concernées et leur état de développement ;
- les surfaces contaminées.

Des échantillons de criquets collectés pourront être éventuellement conservés, soit pour constituer une collection de référence (ou contribuer à enrichir une collection existante), soit pour être expédiés aux fins de détermination.

La prospection devra donner lieu à un compte-rendu précis sous la forme d'une fiche de prospection standardisée.

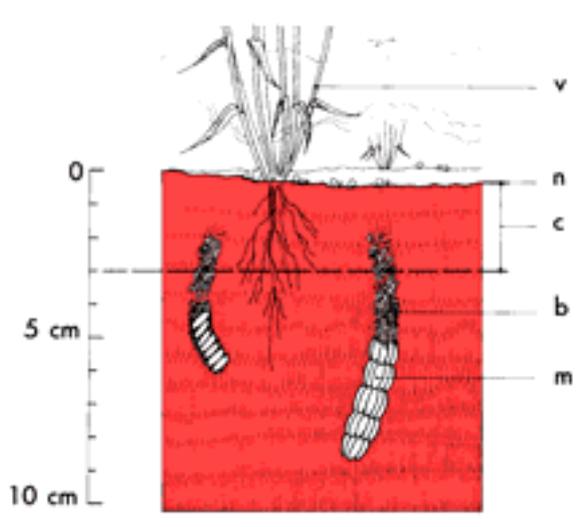
8. ÉVALUATION DES DENSITÉS D'OOOTHÈQUES

Les œufs de criquets sont déposés dans le sol sous la forme d'une oothèque constituée d'une masse d'œufs (en nombre et suivant une disposition variables selon les espèces) surmontée d'un bouchon de matière spumeuse ayant l'aspect d'une mousse de coloration blanche ou rosée.

Les oothèques peuvent être détectées en décapant la couche superficielle du sol afin de mettre en évidence les bouchons de matière spumeuse.

8.1. Matériel

- Outil pour gratter le sol.
- Balai (pour nettoyer la surface du sol).
- Flacons numérotés (pour recueillir éventuellement des oothèques).



v	végétation (à enlever)
n	niveau du sol
c	couche de sol à retirer
b	bouchon de matière spumeuse
m	masse ovigère

Oothèques de sauteriaux

8.2. Technique

- Choisir une zone de végétation homogène.
- Procéder aux recherches sur des surfaces de 1 m² réparties au hasard sur l'ensemble de l'aire à prospecter.
- Réaliser au moins une dizaine de répétitions (10 m² au total).

Pour chaque carré de 1 mètre de côté :

- Retirer le couvert végétal.
- Gratter soigneusement la couche superficielle du sol avec une lame. Retirer environ 1 cm de sol, puis continuer à décaper en enlevant une deuxième couche de 1 à 3 cm d'épaisseur au maximum. Dégager la terre sur la périphérie du carré. Balayer régulièrement la poussière avec une brosse ou

un balai, éventuellement souffler sur la surface du sol. Cette opération sera grandement facilitée si l'on utilise une poudreuse pneumatique à moteur dont on aura retiré le réservoir d'insecticide.

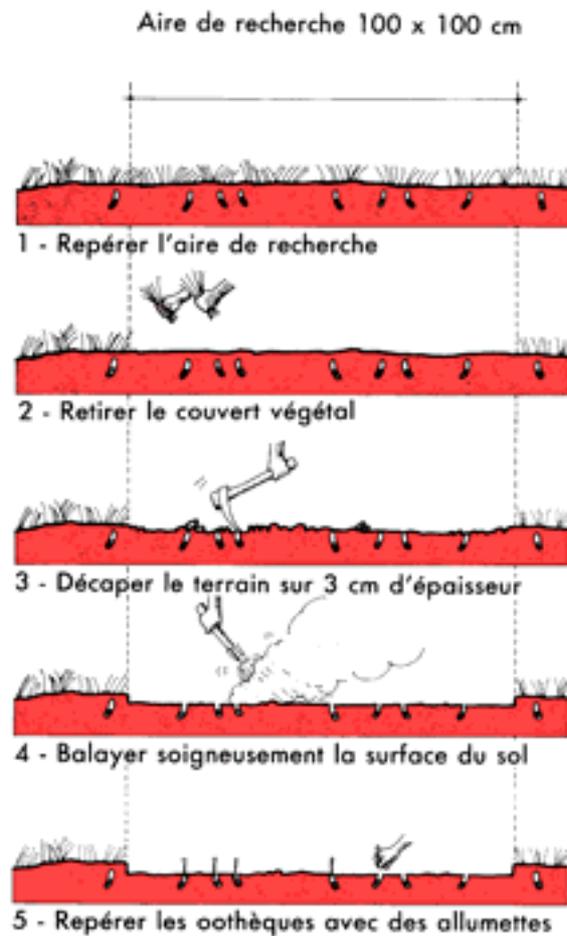
Les oothèques sont révélées par la présence de petits trous ronds de un demi à un centimètre de diamètre environ, remplis d'une mousse blanchâtre ou rosâtre et correspondant à la section transversale des bouchons de matière spumeuse.

Compter les oothèques repérées sur chaque mètre carré. La densité d'oothèques au mètre carré est :

$$d = \frac{n}{N}$$

où n = nombre total d'oothèques découvertes
et N = nombre prospectés.

de mètres carrés



Évaluation des densités d'oothèques : chronologie des opérations

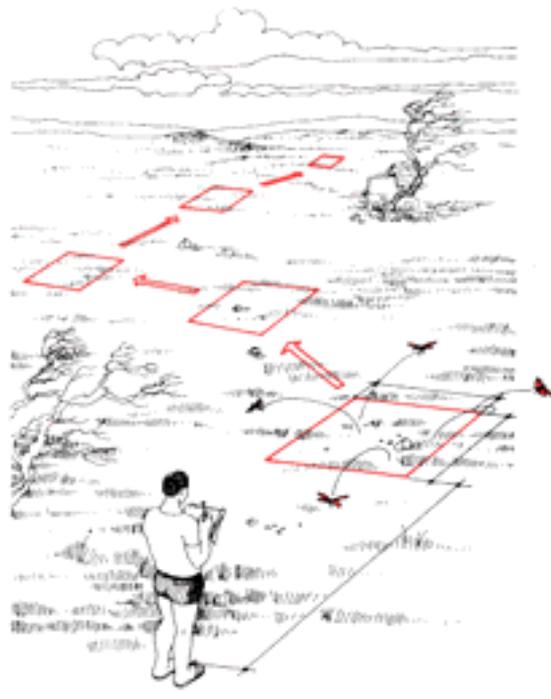
Les oothèques repérées pourront être prélevées délicatement et conservées intactes en élevage jusqu'à obtention des larves ou bien disséquées pour dénombrer les œufs viables, les saufs parasités, déterminer l'âge des œufs, etc.

L'identification spécifique des oothèques demeure en général très délicate et n'est pas d'un intérêt pratique immédiat. La densité globale d'oothèques constitue le critère le plus important à noter.

Pour une tentative d'identification de l'espèce, on se reportera à des ouvrages plus spécialisés. La description des oothèques d'*Oedaleus senegalensis* Krauss, 1877 – principal sauteriau ravageur du Sahel – sera fournie dans le volume de cette collection consacré à cette espèce.

9. ÉVALUATION DES DENSITÉS DE LARVES ET D'IMAGOS

De nombreuses techniques existent pour évaluer l'abondance des populations de criquets. Pour les populations de sauteriaux, on utilisera la technique des comptages à vue sur carrés de un mètre de côté ; elle consiste à compter tous les criquets aperçus dans un carré (aux contours estimés) de 1 m² situé à quelques mètres devant soi et à répéter un certain nombre de fois cette opération. Cette technique s'applique aussi bien aux larves qu'aux imagos. Elle est simple d'usage, nécessite seulement un bon entraînement et le respect de quelques règles de bon sens. Elle permet d'obtenir des estimations correctes de la densité à l'hectare, particulièrement pour les imagos, avec une précision largement suffisante pour les utilisations courantes puisque ce type de technique est également utilisé pour des études fines de dynamique des populations destinées à suivre les variations numériques de différentes espèces dans le temps comme dans l'espace.



Évaluation de la densité de larves et d'ailés

9.1. Évaluation des densités de larves

Délimiter le site de prospection en choisissant une surface homogène d'après l'aspect de la végétation.

Choisir a priori, à l'intérieur du périmètre à prospecter, le parcours que l'on va effectuer pour réaliser la série de comptages. Cette précaution permet de ne pas être influencé ensuite par la situation qui sera observée.

Commencer la série de comptages en procédant à chaque fois de la manière suivante :

- Repérer mentalement un carré de 1 mètre de côté à environ 5 mètres devant soi. On s'aidera éventuellement de repères naturels (touffes de végétation, cailloux) pour bien fixer les limites du carré à observer. Les débutants devront d'abord s'entraîner à bien délimiter au sol, par la pensée, des carrés de un mètre de côté. On veillera également à délimiter ce carré à une distance suffisante de façon à ce que les criquets présents dans le carré n'aient pas été perturbés par l'approche de l'observateur. La distance de 5 mètres est donnée ici à titre indicatif mais elle peut varier en plus ou en moins, notamment en fonction de la température de l'air et du couvert végétal.
- Avancer lentement vers le carré et compter au fur et à mesure de l'approche toutes les larves qui sautent de l'intérieur du carré et uniquement celles-ci. On ignorera celles qui se trouvent à l'extérieur. Une fois arrivé dans le carré, on finira de fouiller la végétation avec les pieds pour bien repérer toutes les larves qui pourraient encore s'y trouver.
- Noter sur la fiche de prospection le nombre de larves observées dans le carré prospecté.
- Répéter l'opération. Une fois le comptage terminé pour le premier carré, on recommencera en délimitant un deuxième carré à 5 mètres devant soi. On réalisera ainsi une série d'au moins 50 comptages le long de l'itinéraire de prospection défini au départ.

La densité moyenne de larves au mètre carré est alors donnée par la formule suivante :

$$d_l = \frac{n}{N}$$

où n = nombre de larves dénombrées pour l'ensemble des carrés prospectés
et N = nombre de carrés prospectés.

La densité de larves à l'hectare sera :

$$D_l = d_l \times 10\,000$$

9.2. Évaluation des densités d'imagos

La densité d'imagos sur le site de prospection sera évaluée de la même manière que pour les larves en parcourant de nouveau le même itinéraire mais en ne comptant, cette fois, que les adultes sautant ou s'envolant des carrés. On veillera particulièrement à ne pas quitter des yeux, au cours du comptage, le carré étudié, la moindre seconde d'inattention pouvant être source d'erreur.

9.3. Conditions de réalisation des comptages

- Zone de végétation homogène.
- Température suffisante pour l'activité des criquets. S'il fait trop froid, les criquets restent immobiles et sont très difficiles à détecter. On commencera les comptages seulement à partir de 8 heures du matin (voire 9 h en saison fraîche).
- Peu de vent. Par vent trop violent, les criquets restent plaqués au sol ou s'envolent très rapidement au passage de l'observateur, rendant le dénombrement difficile.

– Densité des individus comprise entre 100 et 100 000 par hectare pour les larves, 10 et 100 000 pour les imagos. Au delà l'estimation devient plus imprécise (mais possible). En deçà, il faudrait augmenter le nombre de comptages, d'où une perte de temps pour une précision peu intéressante.

A noter que si, pour une végétation basse, les comptages peuvent être réalisés rapidement, travailler dans une végétation haute requiert plus de temps et d'attention. L'estimation de la densité de sauteriaux par cette méthode reste néanmoins possible avec une bonne précision, même dans des zones de végétation très haute comme les savanes soudaniennes.

Enfin, on se souviendra que les comptages de larves sont en général systématiquement biaisés et que la densité des larves jeunes donc petites est dans tous les cas sous-estimée, alors que celle des larves âgées est évaluée en général correctement. Ce biais a peu d'importance pratique dans le cadre de la surveillance acridienne.

10. CAPTURE D'UN ÉCHANTILLON DE CRIQUETS

La capture d'un échantillon de criquets a pour but de déterminer les espèces présentes sur le site prospecté et leur état de développement, tous renseignements intéressants pour l'organisation éventuelle d'une opération de lutte.

On fera en sorte que l'échantillon capturé soit représentatif, c'est à dire que les différentes espèces et classes d'âges s'y trouvent dans les mêmes proportions que dans l'ensemble de la population présente sur le site de prospection. Pour cela, on capturera systématiquement tous les criquets observés, larves et adultes (sans choisir tel stade ou telle espèce pour des raisons de facilité). Si plusieurs personnes sont présentes on pourra se répartir la tâche : certaines se consacrant aux imagos, d'autres aux larves.

Il est souhaitable de capturer pendant au moins 20 à 30 minutes en attrapant, si possible, une cinquantaine de criquets ; en cas de faibles densités ce nombre sera évidemment difficile à atteindre.

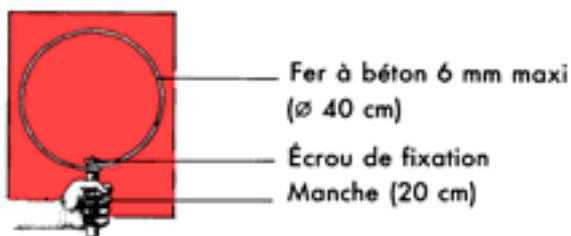
Les comptages à vue et l'échantillonnage de la population permettent de déterminer les densités à l'hectare des différentes espèces et classes d'âges. Il suffira de répartir la densité globale de larves ou d'imagos au prorata des proportions des différentes espèces et classes d'âges dans l'échantillon prélevé. Par exemple, si la densité globale de la population acridienne est de 20 000 imagos par hectare et si l'échantillon comporte 20 individus de l'espèce *Oedaleus senegalensis* sur 80 ailés capturés, la densité de cette espèce sera de :

$$\frac{20}{80} \times 20\,000$$

soit 5 000 ailés d'*Oedaleus senegalensis* à l'hectare.

Matériel de capture préconisé :

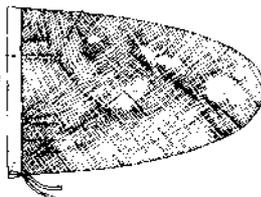
- 1 filet
- 1 sac de capture ou par personne
- 1 boîte de capture



ARMATURE DU FIL

Poche du filet
en toile nylon
(profondeur : 70 cm)

Bord du filet.
en toile de bâche
(\varnothing 40 cm)



POCHE DU FILET

Cordon de serrage

Sac en toile de coton
(h = 25 cm, \varnothing 5 cm)

SAC DE CAPTURE

11. IDENTIFICATION DE L'ESPÈCE

L'identification précise de l'espèce (ou des espèces) responsable d'une pullulation et de dégâts aux cultures est un point très important. Elle permettra d'apprécier plus précisément le degré de gravité de la situation et d'adapter les opérations de lutte. La dose d'insecticide à utiliser, en particulier, dépend de l'espèce, certains sauteriaux étant plus résistants que d'autres.

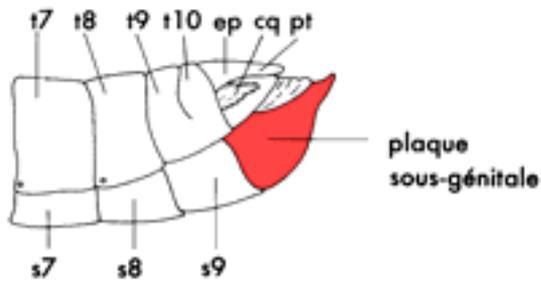
Pour les criquets économiquement importants, on se reportera au premier volume de cette collection intitulé « **Les criquets du Sahel** » qui regroupe 41 des principales espèces de criquets de la zone sahélienne sous la forme d'un atlas photographique en couleurs.

On pourra également consulter l'ouvrage de J. MESTRE « **Les acridiens des formations herbeuses d'Afrique de l'Ouest** » permettant de déterminer l'ensemble des espèces.

Des demandes d'identification pourront aussi être faites en expédiant des échantillons de criquets à l'adresse suivante :

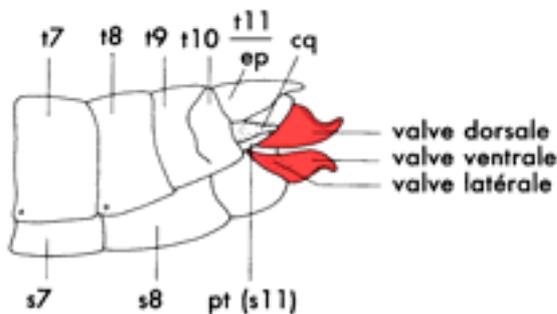
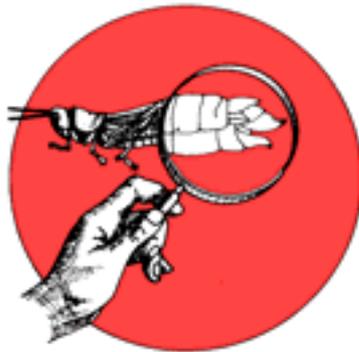
PRIFAS / CIRAD
B.P. 5035
34032 MONTPELLIER CEDEX FRANCE

12. RECONNAISSANCE DU SEXE

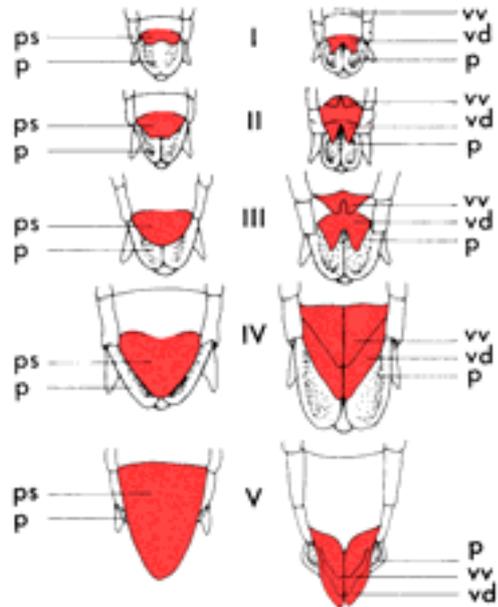


Extrémité abdominale mâle

cq cerque
ep épiprocte
t tergite abdominal
s sternite abdominal
pt paraprocte



Extrémité abdominale femelle



Évolution de l'aspect de l'extrémité abdominale (en vue ventrale) d'une larve de criquet



p paraprocte
ps plaque sous-génitale
vv valve ventrale de l'oviscapte
I à V stades larvaires (en nombre variable selon les espèces)

On reconnaît le sexe d'un criquet en observant l'extrémité abdominale.

Chez les imagos mâles, on ne voit qu'un repli couvrant toute la partie inférieure de l'extrémité de l'abdomen : la plaque sous-génitale.

Chez la femelle, les valves génitales dorsales et ventrales, généralement très durcies et sombres, sont nettement visibles. L'ensemble de ces valves constitue l'organe de ponte ou oviscapte.

Chez les larves âgées, la détermination du sexe est aisée et se réalise à l'œil nu selon les mêmes critères que chez les ailés. Chez les jeunes larves, les différences entre sexes sont moins évidentes et l'appoint d'une loupe à main est en général nécessaire.

13. DÉTERMINATION DE L'ÂGE DES LARVES

Les larves de criquets passent, de l'éclosion à l'état imaginal, par plusieurs stades, en nombre variable selon les espèces. Chaque stade est séparé du suivant par le phénomène de la mue au cours duquel la larve change de peau et augmente en volume. La première mue (ou mue intermédiaire) a lieu immédiatement après l'éclosion. La dernière mue (ou mue imaginale) permet l'émergence de l'imago. Les larves sont dépourvues d'ailes mais possèdent des ébauches alaires situées latéralement sur les deuxième et troisième segments du thorax.

Le nombre exact de stades larvaires est généralement inconnu, sauf pour les espèces les plus importantes. Par ailleurs, la détermination précise des stades larvaires est, pour les jeunes stades, assez délicate. Pratiquement, on pourra se contenter de regrouper les larves en 4 classes d'âge (ou étapes de développement). Cette méthode présente aussi l'avantage d'être applicable à toutes les espèces, quel que soit leur nombre réel de stades larvaires.

On se basera sur les critères de taille des larves, d'aspect et de taille des ébauches alaires.

Les 4 classes d'âge sont les suivantes :

Classe 1 : Larve à l'éclosion, d'aspect vermiforme, de taille à peine supérieure à celle de l'œuf ; cette classe d'âge correspond au premier stade larvaire réel.



Classe 2 : Larve jeune (excepté le 1^{er} stade) et dont les ébauches alaires ont leur pointe dirigée vers le bas ; cette classe d'âge regroupe généralement de 1 à 3 stades larvaires réels.



Classe 3 : Larve âgée dont les ébauches alaires ont la pointe dirigée vers le haut ; ces ébauches sont encore petites et leur extrémité atteint juste la base de la patte postérieure.



Classe 4 : Larve âgée dont les ébauches d'ailes ont la pointe dirigée vers le haut ; ces ébauches sont de plus grande taille que dans la classe d'âge précédente et dépassent largement vers l'arrière la base de la patte postérieure.



14. DÉTERMINATION DE L'ÂGE DES IMAGOS

Les imagos peuvent être facilement séparés par classes d'âge en utilisant les quatre critères suivants :

14.1. Dureté du corps

Prendre le criquet au niveau du thorax entre le pouce et l'index et constater si celui-ci est mou ou dur. Dans le premier cas, il s'agit d'un jeune criquet venant de muer (quelques heures à quelques jours après la mue imaginale), dans le second d'un criquet plus âgé.

14.2. Développement des ovaires chez les femelles

Avec une paire de ciseaux fins, inciser la face dorsale de l'abdomen et observer les ovaires situés au dessus du tube digestif. S'ils sont petits et entièrement blanchâtres, la femelle n'est pas encore en phase reproductive ; les ovaires sont dits en phase de pré-vitellogénèse. S'ils sont jaunes et plus ou moins volumineux – en fonction du degré de croissance des ovocytes (œufs en préparation) – la femelle est alors en phase de vitellogénèse (formation du vitellus constituant le jaune).

14.3. Présence de matière spumeuse sur les valves de l'organe de ponte (oviscapte) des femelles

Au moment de la ponte, l'émission des œufs est suivie (et parfois accompagnée) d'un dépôt de matière spumeuse, sorte de mousse formant dans le sol un bouchon qui surmonte la masse ovigère.

Les femelles ayant pondu conservent très souvent des traces de cette mousse sur les valves de leur oviscapte. À l'œil nu ou avec une petite loupe à main, on observera les valves de l'organe de ponte pour détecter la présence éventuelle de cette matière spumeuse de couleur blanche quand elle est fraîche, de couleur beige à marron si elle est ancienne. On pourra également s'aider d'une pince fine pour gratter la surface des valves et observer si des dépôts de matière spumeuse s'en détachent. Dans l'affirmative, on se trouvera en présence d'une femelle ayant déjà pondu.

14.4. Aspect général du criquet

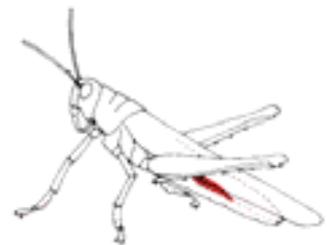
On observera l'aspect général du tégument de l'insecte. On notera si celui-ci est d'aspect jeune (coloration fraîche, insecte non abîmé) ou vieux (coloration moins fraîche, macules pigmentaires de vieillissement, insecte abîmé, ailes plus ou moins déchirées).

La combinaison des quatre critères énumérés ci-dessus permet de classer les femelles en cinq classes d'âge et les mâles en trois classes d'âge.

FEMELLES :				
Corps mou				Classe 1
Corps dur	Ovaires blanc très petits	Classe 2		
	Ovaires plus ou moins gros avec des "œufs" jaunes bien visibles	Pas de mousse sur les valves de l'oviscapte	Classe 3	
		Mousse sur les valves de l'oviscapte	Aspect jeune du tégument	Classe 4
			Aspect vieux du tégument	Classe 5
MÂLES :				
Corps mou				Classe 1
Corps dur	Aspect jeune du tégument	Classe 2		
	Aspect vieux du tégument			



Classe 1
Téguments mous et ovaires en prévitellogénèse (petits et blancs)



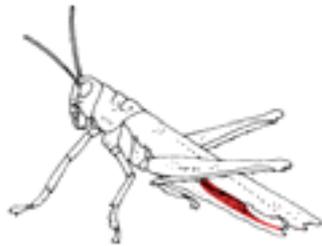
Classe 2
Téguments durs et ovaires en prévitellogénèse (petits et blancs)



Classe 3
Ovaires en cours de vitellogénèse (œufs jaunes plus ou moins gros) ; absence de matière spumeuse sur les valves de l'oviscapte.



Classe 4
Ovaires en cours de vitellogénèse (œufs jaunes plus ou moins gros) ; traces de matière spumeuse sur les valves de l'oviscapte.



Classe 5

Traces de matière spumeuse sur les valves de l'oviscapte ;
téguments d'aspect vieux et ailes déchirées.



Aspect de l'œuf à différents stades du développement embryonnaire.

15. DÉTERMINATION DE L'ÂGE DES ŒUFS

Les œufs de criquets collectés sur le terrain peuvent être répartis en 8 classes d'âge ou stades embryonnaires, selon l'état de développement de l'embryon.

La technique la plus simple fait appel uniquement à l'observation externe des œufs. La transparence du chorion (l'enveloppe externe de l'œuf) étant faible, l'examen est facilité par un passage rapide des œufs dans une solution diluée d'eau de javel qui en diminuera l'opacité.

15.1. Matériel

Ce matériel n'est pas indispensable mais facilite l'observation des œufs :

- eau de javel,
- eau,
- petit récipient du genre boîte de Pétri,
- loupe à main (x 10) ou loupe binoculaire.

15.2. Technique

Faire tremper les œufs dans un mélange eau/eau de Javel en proportions égales. Dès que les œufs deviennent plus clairs (environ 5 minutes), les observer à l'œil nu ou à la loupe et noter leur stade de développement à l'aide des critères indiqués ci-dessous.

15.3. Stades embryonnaires

- Stade 1 : Œuf relativement maigre (venant d'être pondu et n'ayant pas encore absorbé d'eau) ; aucune structure n'est visible, l'intérieur est uniformément jaune. L'embryon ne dépasse pas 1 mm de longueur.
- Stade 2 : Œuf plus gros (ayant déjà absorbé de l'eau) ; l'embryon est difficilement visible à une extrémité de l'œuf sous forme d'une petite zone de 1 à 2 mm de longueur, légèrement plus transparente et plus blanchâtre que le reste de l'œuf.
On notera que chez les espèces passant la saison sèche sous forme d'œuf, c'est à ce stade que se situe l'arrêt du développement embryonnaire (diapause).
- Stade 3 : L'embryon effectue un retournement dans l'œuf et on l'observe, arqué, au niveau du pôle postérieur qui prend une teinte grisâtre.
- Stade 4 : Couleur grisâtre de la partie de l'œuf où se trouve l'embryon ; la longueur de ce dernier est inférieure ou égale à la moitié de celle de l'œuf.
- Stade 5 : L'embryon occupe entre la moitié et les deux tiers de la longueur de l'œuf ; les yeux se pigmentent en noir et deviennent visibles par transparence.
- Stade 6 : Les yeux sont visibles au quart antérieur de l'œuf.
- Stade 7 : L'embryon occupe entièrement l'œuf ; on ne trouve plus trace de vitellus ; les yeux composés sont au pôle antérieur ; le reste du corps n'est pas encore pigmenté.
- Stade 8 : L'embryon occupe entièrement l'œuf et est prêt à éclore ; il est de couleur marron clair, bien pigmenté. Les différents segments du corps ainsi que les pattes sont bien visibles.

16. MISE A MORT DES CRIQUETS

Il peut être nécessaire de tuer les criquets collectés, en particulier en vue de conserver des échantillons pour vérifier les déterminations. La meilleure méthode est d'utiliser un flacon à cyanure de potassium.

Le modèle préconisé, vendu dans le commerce, est formé d'un cylindre de plexiglass incassable dont le fond est constitué par une capsule en plâtre imprégné de cyanure de potassium. Cette capsule, renouvelable après épuisement du produit, et protégée par du plastique est maintenue en place par un joint d'étanchéité en mousse. Le sommet du flacon est fermé par un bouchon en liège. Une rondelle de papier filtre déposée au-dessus du plâtre évite les souillures par les crottes et les régurgitations qu'émettent en général les acridiens introduits dans le flacon. Lors de la première mise en service, le plâtre est légèrement humidifié avec quelques gouttes d'eau ce qui va provoquer le dégagement de vapeurs d'acide cyanhydrique entraînant la mort rapide des acridiens (5 à 10 minutes selon les espèces).

Dans des conditions normales d'utilisation, ce modèle ne présente aucun danger de manipulation et est très pratique sur le terrain. On évitera simplement de respirer les vapeurs de cyanure lors de l'ouverture

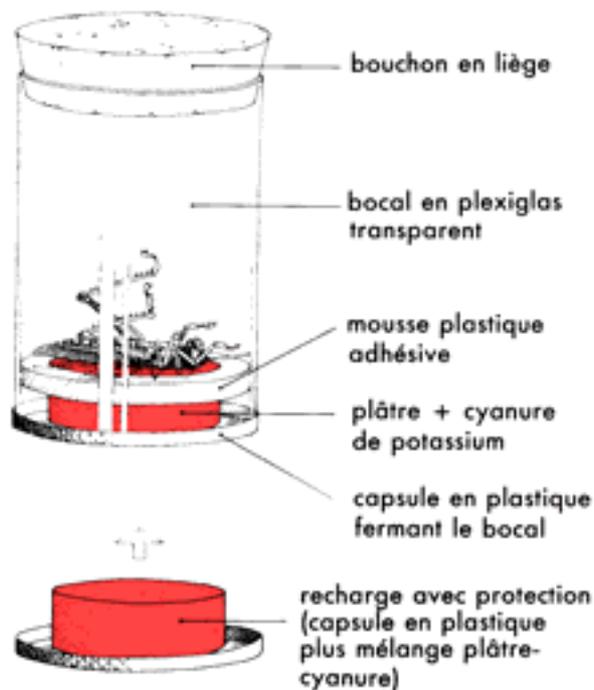
du flacon et de le laisser trop longtemps ouvert (ce qui diminue la durée de vie de la charge de cyanure ou exposé au soleil (ce qui provoque en général un rosissement des criquets).

Ces flacons peuvent être confectionnés artisanalement en tapissant le fond d'un bocal d'un mélange de plâtre et de cyanure en poudre. Cette pratique est cependant dangereuse, tant au moment de la fabrication des flacons qu'à celui de leur utilisation. Elle est donc à déconseiller en règle générale.

A défaut de flacon de cyanure, il est possible de tuer les criquets avec tout insecticide disponible. On déconseillera l'acétate d'éthyle (= éther acétique) ou le chloroforme qui provoquent un fort rosissement du tégument de l'insecte. L'alcool est à proscrire absolument car il décolore les criquets.

Il est également possible de tuer les criquets en les ébouillantant avec de l'eau (quelques secondes) et en les faisant ensuite sécher au soleil.

Enfin, en dernier recours, on peut emmailloter les criquets dans une feuille de papier et les laisser mourir d'inanition mais cela demande en général plusieurs jours voire plusieurs semaines.



Flacon à cyanure de potassium

17. PRÉPARATION DES CRIQUETS MORTS

Lorsque les criquets sont capturés pour être conservés, il est recommandé de les préparer immédiatement après leur mise à mort pour limiter les effets de la décomposition organique (pourrissement et noircissement général).

Le corps du criquet est ouvert avec une paire de ciseaux fins dont une pointe est enfoncée au niveau de la membrane articulaire située à la base de la patte postérieure. On poursuit l'ouverture en incisant la

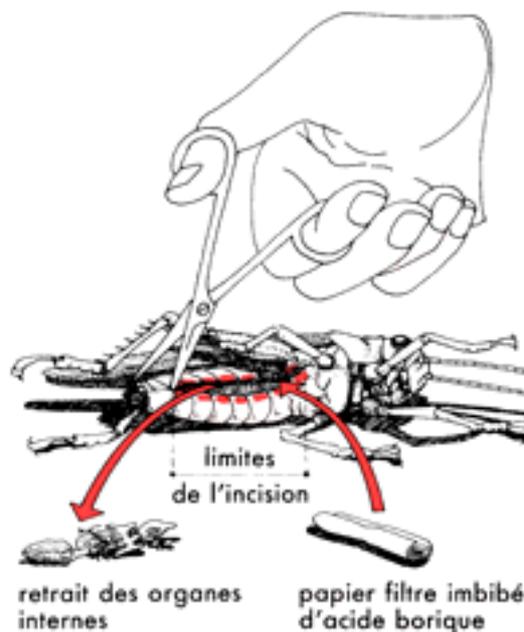
membrane séparant les parties dorsales (tergites) et ventrales (sternites) de l'abdomen. L'incision ne doit pas se poursuivre au delà du 7^e segment abdominal pour respecter les genitalias internes.

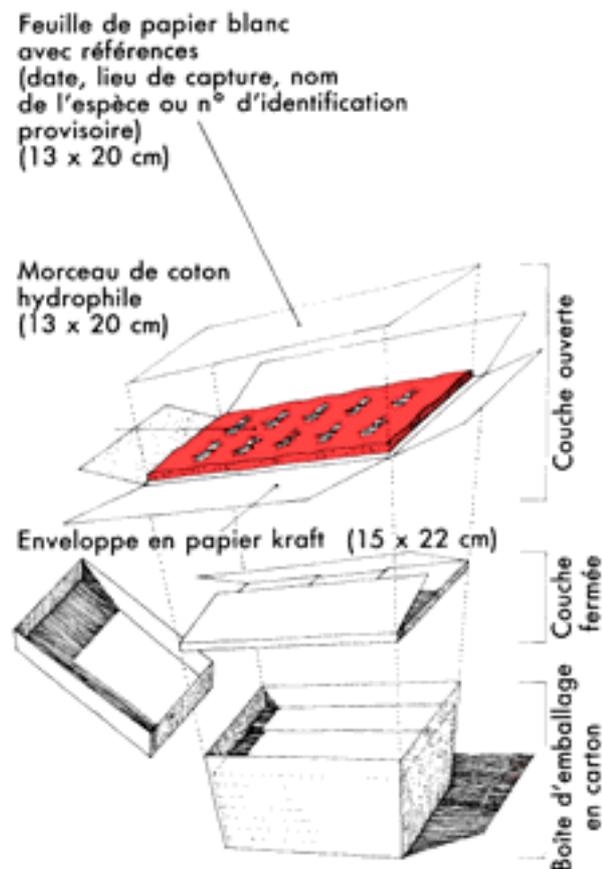
Une fois l'ouverture réalisée, le tissu adipeux (graisses), les organes génitaux, le tube digestif sont retirés avec une grosse pince. La méthode la plus simple consiste à enfoncer la pince profondément par l'ouverture réalisée jusqu'au niveau de la tête, à saisir le tube digestif au niveau de l'œsophage et à tirer d'un coup sec. Tube digestif et organes génitaux peuvent être ainsi facilement extraits. Il ne reste plus qu'à sectionner la partie postérieure du tube digestif au niveau du rectum avec une paire de ciseaux (ne pas arracher ce qui risquerait de casser l'abdomen). Cette préparation est pratiquement obligatoire pour les grosses espèces. Elle est recommandée pour toutes et est indispensable en saison humide pour éviter la détérioration des échantillons qui pourrissent facilement à cette époque de l'année.

On peut compléter cette éviscération de l'insecte en saupoudrant l'intérieur du corps d'un mélange 50/50 de talc et d'acide borique en poudre. Il est également possible de préparer des feuilles de papier filtre imbibées d'une solution saturée d'acide borique. Ces feuilles sont mises à sécher et conservées au sec. À mesure de la préparation des échantillons de criquets, de petits fragments de ces feuilles de papier sont prélevés, roulés en cigarettes entre les doigts et introduits dans le corps des criquets en remplacement des organes internes.

Les criquets ainsi préparés peuvent être placés sur une couche entomologique (pour stockage ou expédition éventuelle) ou servir à la constitution d'une collection de référence.

Dans tous les cas, il conviendra d'essayer de faire sécher les échantillons le plus rapidement possible, soit en les plaçant dans une étuve (45°C maximum), soit en plein soleil dans une enceinte grillagée pour éviter les attaques d'insectes nécrophages (fourmis, blattes). Il semble que la préservation des couleurs soit meilleure après un passage au froid, dans un réfrigérateur en atmosphère sèche, pendant les premiers jours. On veillera particulièrement aux bonnes conditions de séchage pendant la saison humide où les risques de pourrissement sont élevés.





Préparation des couches d'acridiens pour
expédition

18. CONSERVATION DES CRICQUETS

La façon la plus simple de conserver des criquets morts dans de bonnes conditions et sous un volume minimal est de confectionner des couches entomologiques.

Celles-ci sont constituées d'une enveloppe de papier (papier kraft de préférence, à défaut papier journal) contenant un lit de coton hydrophile de 5 à 10 mm d'épaisseur, saupoudré d'un peu d'insecticide en poudre. Les acridiens morts et préparés comme indiqué précédemment sont disposés côte à côte sur ce lit de coton, les appendices repliés le long du corps. Une fois la couche pleine, les criquets sont recouverts d'une feuille de papier blanc précisant l'origine des échantillons : date et lieu de capture, coordonnées géographiques, nom du récolteur.

Les couches ont une dimension commode de 15 x 22 cm environ, mais ces dimensions dépendent essentiellement de celles de la boîte dans laquelle les couches seront rangées.

Les couches remplies sont disposées dans des boîtes en bois, en carton rigide ou en plastique, de taille très légèrement supérieure à celle des couches. Ces boîtes peuvent être stockées ; elles servent également au transport et à l'expédition des couches par voie postale.

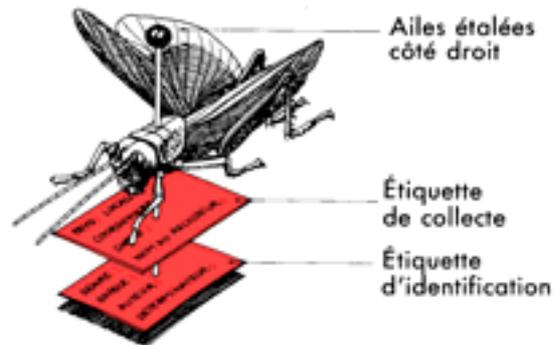
C'est la méthode la plus simple et la plus sûre pour expédier des échantillons de criquets lorsque l'on veut faire confirmer des identifications.

Matériel

- Papier kraft,
- Coton hydrophile,
- Papier blanc.

19. COLLECTION DE RÉFÉRENCE

Une collection de référence d'acridiens doit comporter les principales espèces de criquets présentes dans une région, correctement déterminées. Elle permet, par comparaison, d'aider aux identifications des échantillons collectés.



Préparation d'un criquet pour mise en collection



Exemple de boîte de collection de référence de criquets

Cette collection constitue un capital. Sa création et son entretien sont utiles pour les prospecteurs et tous les agents des services de protection des végétaux, les visiteurs qu'ils sont amenés à recevoir, les paysans qui viennent les consulter ou leur donner des informations. Cette collection doit être entretenue régulièrement et complétée à mesure de la capture de nouvelles espèces. Elle devrait comprendre aussi bien des échantillons de criquets au stade imaginal, que des échantillons des différents stades larvaires puisque, bien souvent (en particulier en début de saison des pluies), les dégâts aux cultures sont imputables aux larves et que ces dernières sont parfois fort différentes des imagos.

Les criquets morts, préparés mais encore frais, sont fixés sur un étaloir à insectes (plaquette de liège, de bois tendre, de polystyrène ou d'émailène) par une épingle entomologique fichée dans la partie arrière droite du prothorax. Cette épingle doit dépasser d'un tiers du côté du dos et de deux tiers du côté du ventre. Il faut éviter de faire ressortir l'épingle juste entre la base des pattes antérieures où se trouve fréquemment un tubercule prosternal utile à la détermination. Avec d'autres épingles, les appendices sont étalés en position standard : antennes dressées, pattes antérieures vers l'avant, pattes moyennes sur le côté, pattes postérieures vers l'arrière légèrement repliées. Les ailes peuvent être ouvertes d'un côté pour mettre en évidence la couleur des ailes postérieures souvent caractéristique.

Une fois le criquet bien sec, les épingles à étaler sont retirées avec précaution car tous les appendices sont devenus rigides et cassants.

Une étiquette entomologique de taille modeste (25 x 10 mm au maximum) est fixée sous chaque spécimen avec indication de la date et du lieu de capture ainsi que des coordonnées géographiques et du nom du collecteur. L'insecte est ensuite placé dans une boîte de collection où l'on aura introduit un produit insecticide (fiolle de Sauvinet contenant du créosote de hêtre, boule de naphthaline dans un cube en carton fixé dans un coin de la boîte, solution d'insecticide rémanent badigeonnée sur les parois, etc.). Les échantillons seront placés par ordre systématique et l'on pourra disposer sur le fond de la boîte des étiquettes portant le nom de chaque échantillon.

Les spécimens secs conservés sur couches entomologiques devront être placés dans un ramollissoir avant d'être épinglés. On pourra les plonger quelques minutes dans du liquide de Barber dont la composition est la suivante :

- alcool éthylique 95 % : 50 cc
- eau : 50 cc
- acétate d'éthyle : 20 cc
- benzène : 7 cc.

Il est également possible d'utiliser un ramollissoir, simple récipient pouvant être fermé hermétiquement et dont le fond aura été recouvert d'une couche de sable humide additionné d'un produit antifongique pour éviter la prolifération de moisissures.

Enfin, on pourra également plonger les insectes secs quelques minutes dans de l'eau chaude à 60-70°C.

Matériel

- Étaloir à insectes,
- Épingles entomologiques,
- Épingles à étaler (éventuellement mais les épingles entomologiques conviennent parfaitement),
- Boîte de collection,
- Étiquettes entomologiques
- Insecticide.

20. FICHE DE PROSPECTION

Les résultats d'une prospection de terrain doivent toujours faire l'objet d'un rapport court et précis. La meilleure méthode est de disposer de fiches d'observations standardisées que l'on remplira à mesure des prospections et des observations.

Un exemple de fiche est donné ci-dessous. Ces fiches sont à adapter aux situations particulières. Leur mérite est de :

- guider le prospecteur en lui rappelant les observations à effectuer,
- lui éviter d'écrire des rapports circonstanciés, longs à rédiger et difficiles à exploiter,
- mettre en évidence les lacunes des observations,
- faciliter l'exploitation ultérieure du travail de prospection,
- fournir une gamme d'informations homogènes d'un prospecteur à l'autre.

Chaque fiche devrait comporter les parties suivantes :

Renseignements généraux :

- Date et heure de prospection,
- Localisation précise du site prospecté : pays, région, localité, coordonnées géographiques,
- Type de formation végétale (champ de mil, prairie à *Cenchrus biflorus*, etc.),
- Superficie de la zone prospectée (où les observations ont été réalisées),
- Superficie du biotope zone présentant le même type de végétation que la zone prospectée),
- Superficie infestée : en cas de pullulation, superficie à l'intérieur de laquelle on estime que la densité de criquets (larves, ailés ou pontes) doit être comparable à celle observée sur le site de prospection.

Description du peuplement acridien :

1. Larves et imagos (observations à réaliser dans tous les cas)
 - Densité de larves,
 - Densité d'imagos,
 - Structure de la population larvaire,
 - Structure de la population imaginale.
2. Œufs (ce type d'observations est facultatif et n'est à envisager qu'à certaines époques de l'année) :
 - Nombre de parcelles de 1 m grattées,
 - Nombre total d'oothèques observées,
 - Densité moyenne d'oothèques par m²,
 - Nombre maximum d'oothèques observées sur 1 m²,
 - État des oothèques (œufs viables, oothèques parasitées).

Remarques et observations particulières :

Commentaires brefs sur des aspects particuliers de la situation ne pouvant être inclus dans les rubriques précédentes.

Nom du prospecteur *Amadou*

Date *10/1/85* . Heure *9^h00* . Pays *NIGER* . Région *Zinder* .

Localité *Minia* . . . Latitude *8° 5' E* . . . Longitude *14° 45' N* .

Type de formation végétale *Champ de mil*

Superficie de la zone prospectée *2 hect*

Superficie du biotope *20 hect* . Superficie infestée

Densité de larves *18200* /hectare *03135 / 22401 / 33102*
40431 / 11230 / 02134 / 52101 / 40213 / 22116 / 34102

Densité d'imagos *9000* /hectare *00108 / 20010 / 02103*
10011 / 12001 / 31200 / 00131 / 20130 / 02110 / 02101

Structure de la population

ESPÈCES	LARVES				IMAGOS										
					MALES					FEMELLES					
	1	2	3	4	T	1	2	3	1	2	3	4	5	T	
<i>Oedotermes senegalensis</i>		8	21	10	25	5	8		3	25	3				34
<i>Ptygomyrma cognata</i>		1	1	6	2	11	1	3			3	1			8
<i>Acrotiglus blonoteli</i>			1		1	3		2		1	1	1			7
<i>Chortogonus senegalensis</i>			2	1	3		1			2					3

Oeufs :

Nombre de parcelles de 1m prospectées : *10*

Nombre total d'oothèques observées : *3*

Densité moyenne d'oothèques au m² : *0.3*

Nombre maximum d'oothèques au m² : *2*

État des oothèques : *bon, oeufs viables*

Remarques :

Exemple de fiche de prospection

MAQUETTE DE COUVERTURE ET DESSINS :
T.M. LUONG

IMPRESSION :
Imprimerie DÉHAN – Montpellier
Dépôt légal : 2^e trimestre 1988