

UN NOUVEAU THIRIPS NUISIBLE AU COTONNIER A MADAGASCAR : *Caliothrips helini* Hood

par

J. P. BOURNIER

Entomologiste à l'I.R.C.T. (1)

I — INTRODUCTION

Parmi les Thysanoptères observés sur cotonnier à Madagascar, j'ai trouvé un Heliothripinae que j'ai tout d'abord identifié à *Caliothrips impurus* Pr. En effet, cette dernière espèce, signalée comme nuisible au cotonnier au Soudan par BAGNALL R.S. et CAMERON W.P.L. (1932), puis divers autres auteurs sous le nom de *Hercothrips fumipennis*, est très proche de celle qui fait l'objet du présent travail.

HOOD (1940) a décrit du Transvaal *Hercothrips helini*, ainsi nommé parce que le collecteur J.C. FAURE avait pris l'espèce sur *Helinus ovatus* E. MEY et pensait qu'elle était strictement inféodée à cette plante.

R. ZUR STRASSEN (1959) la retrouve dans des chasses effectuées par PAULIAN aux Iles Glorieuses, groupe corallien situé à 210 km à l'ouest du Cap d'Ambre (Madagascar). Il n'est pas fait mention de la plante-hôte.

Dans le « Catalogue of the known species of South African Thysanoptera » publié par le même auteur en 1960, cette référence figure seule à côté de la

précédente (HOOD, 1940).

FAURE J.C. (1962), invoquant les lois de priorité, rejette le nom générique créé par HOOD (1927) et remet en usage *Caliothrips* employé dès 1904 par DANIEL pour *C. woodworthi* n. sp. Ces vues ont été confirmées par PRIESNER H. (in litt.).

Depuis, à ma connaissance, aucune autre référence concernant l'insecte dont il s'agit ne se trouve dans la littérature entomologique. Son nom actuel est donc *Caliothrips helini* HOOD.

On ne connaissait jusqu'aujourd'hui *C. helini* qu'au Transvaal et aux Iles Glorieuses, sur une unique plante-hôte, *Helinus ovatus* E. MEY. Je l'ai retrouvé à Madagascar (TULÉAR et MAJUNGA) sur diverses plantes et en particulier sur cotonnier où il cause des dégâts. C'est donc une nouvelle espèce qu'il faut ajouter à la liste de celles qui, dans le monde, sont connues comme nuisibles à cette plante. Ceci m'a incité à entreprendre les études de morphologie et de biologie dont les résultats figurent ci-après.

II — MATÉRIEL ET TECHNIQUES

L'étude de la morphologie a été faite sur préparations microscopiques au baume du Canada. Toutes les descriptions originales sont effectuées d'après des montages dans ce milieu à l'exclusion de tout autre. Afin d'obtenir des résultats comparables, j'ai donc procédé comme le font tous les Thysanoptéristes.

Les insectes sont récoltés au pinceau humide et plongés dans de l'alcool à 10° additionné de 1/1000 de mouillant (Teepol ou Triton X 100). Les tubes de récoltes sont ensuite conservés à une température comprise entre 35° et 40°C pendant huit à dix jours. Ainsi les insectes se gonflent et leurs muscles subissent un début de décomposition, ce qui permet ensuite d'étaler beaucoup plus facilement pattes et ailes.

Les Thrips sont alors portés dans la série des

alcools (à 70° pendant une heure, à 95° pendant une demi-heure), puis dans l'essence de lavande pendant 7 à 8 minutes. Ce dernier bain permet d'éviter les passages dans l'alcool à 100° et le toluène, avantage non négligeable dans un pays où l'atmosphère est chaude et humide.

L'étalement se fait dans l'alcool à 95° et dans l'essence de lavande à l'aide de petites spatules. Celles-ci sont prises dans un fil de pêche de nylon de 0,5 mm de diamètre et de 5 à 6 cm de longueur : une extrémité est aplatie au marteau puis profilée aux ciseaux fins sous la loupe binoculaire, l'autre est serrée dans un mandrin d'horloger.

Le montage se fait dans une goutte de baume épais. Un milieu trop fluide donne des préparations inutilisables où les insectes sont écrasés comme des plantes en herbier et méconnaissables.

L'étude de la biologie (éthologie et écologie) a été

(1) Travail effectué à la Station Centrale de l'I.R.C.T. de TULÉAR (Madagascar).

réalisée non seulement à partir d'observations sur le terrain mais surtout au moyen d'élevages en laboratoires. Ceux-ci sont particulièrement difficiles. En effet, les Thysanoptères se nourrissent du contenu des cellules de l'épiderme et du parenchyme sous-jacent. Ils n'acceptent que des feuilles ou des fragments de feuilles très frais. Dès que celles-ci perdent leur turgescence, les insectes l'abandonnent, ils passent sur les parois de la cage et s'évadent par le moindre interstice. J'ai donc été amené à imaginer et à utiliser divers types d'élevages complémentaires, chacun présentant évidemment des avantages et des inconvénients.

a) Cage « verre de lampe »

Le corps de la cage est constitué par un verre de lampe « Pétromax ». C'est un manchon de verre de 11 cm de diamètre et de 12 cm de haut. L'une des deux extrémités est obturée par une surface d'organdi très fin collé au verre, l'autre est parfaitement rodée et s'applique ainsi parfaitement sur une plaque de verre. Quatre petits blocs de liège, collés sur cette plaque, empêchent le manchon de glisser lorsqu'on déplace la cage.

De jeunes rameaux de cotonnier de 8 à 10 cm de haut sont placés dans la cage. La tige plonge dans un petit récipient plein d'eau. Celui-ci est obturé par un bouchon de caoutchouc percé de deux trous : l'un pour le passage de la tige, l'autre permettant le remplissage du récipient à l'aide d'une seringue.

Cette cage m'a permis de faire des élevages de masse et d'observer le comportement des insectes : accouplement, ponte, éclosion, etc. Cependant, il faut recourir à d'autres types pour avoir des détails précis et par exemple l'évaluation de la durée de chaque stade.

b) Cage Pince (fig. 2).

La cage est constituée par un cylindre de rhodoïd de 2,5 cm de diamètre et de 2 cm de hauteur ; une extrémité est obturée par de l'organdi, l'autre est fixée sur une pince à cheveux en aluminium. La feuille de cotonnier est prise entre le bord de la cage et la deuxième mâchoire de la pince. Entre la feuille et la 2^e mâchoire on intercale un disque de bristol sur lequel on colle une couche d'ouate de 3 à 4 mm d'épaisseur, ceci afin d'améliorer l'étanchéité de la cage.

c) Cage à coller (fig. 2)

Le cylindre qui constitue le corps de la cage est en polystyrène. Une extrémité est obturée par une rondelle d'organdi. L'autre extrémité est collée sur le cercle interne d'une couronne d'organdi ayant un diamètre égal à deux ou trois fois celui du cylindre. Le polystyrène étant très soluble dans la benzine, il suffit d'humecter un peu l'organdi et d'appliquer dessus le corps de la cage.

L'ensemble est fixé sur la feuille de la façon suivante : on prépare une solution aqueuse de saccharose (10 g pour 10 cm² d'eau) et on imbibe la colle d'organdi appliquée sur la feuille, préalablement immobilisée au moyen de deux punaises piquées sur une planchette.

Ces deux derniers types de cages ont permis des élevages d'insectes isolés. Cependant, les cages à coller sont sans doute celles qui nous ont donné les meilleurs résultats. Les insectes ne peuvent absolument pas s'échapper, ce qui n'est pas toujours le cas pour l'autre type. D'autre part, ces cages sont très légères et très bien tolérées par le végétal, alors qu'on contraire la pression de la pince provoque rapidement un jaunissement de la feuille.

d) Elevage sur rondelles de feuilles de cotonnier (fig. 2)

La cage est toujours constituée par un cylindre plat pris dans un tube de 20 mm de diamètre « Lucoflex », matière plastique épaisse et demi transparente. La face supérieure est obturée par de l'organdi.

Dans une boîte de Pétri dont le fond est recouvert d'une couche d'ouate imbibée d'eau bouillie ou distillée, on place une rondelle de feuille de 18 mm de diamètre, découpée à l'emporte-pièce. L'insecte à étudier est placé sur cette rondelle. On coiffe le tout avec le cylindre de Lucoflex.

Les Thrips placés dans cette cage pondent très bien. Le résultat est encore meilleur lorsqu'on superpose deux rondelles de feuille. Malheureusement, la dessiccation est assez rapide. D'autre part, malgré l'emploi d'eau stérile et une désinfection préalable à l'aide de Biocidan, les cages sont assez rapidement envahies par les moisissures.

Chacune de ces méthodes d'élevage a ses inconvénients. Cependant, je les ai employées simultanément et, en juxtaposant les observations effectuées, j'ai pu, sans trop de peine, obtenir les résultats que je désirais.

III — DESCRIPTION DE L'ADULTE

C'est un petit insecte, de forme allongée, mesurant 1,1 mm de longueur. Le corps (tête, thorax et abdomen) est brun foncé. Les antennes sont plus claires, la base des 5^e et 6^e articles étant blanchâtre. Les pattes ont la même coloration que le corps, mais les tarsi ainsi que la moitié distale des tibias sont très clairs. L'aile antérieure porte deux larges bandes brun foncé distribuées de la façon suivante en par-

tant de la base : 1/6 clair, 3/6 foncé, 1/6 clair, 1/6 foncé. L'aile postérieure est brun clair, la partie proximale, hyaline, la nervure axiale, foncée. Au repos, les ailes sont rabattues sur la partie dorsale : les deux parties claires de l'aile antérieure forment sur le thorax et l'abdomen deux taches qui permettent d'identifier aisément l'insecte et de le distinguer des autres espèces de Thrips que l'on peut trouver sur

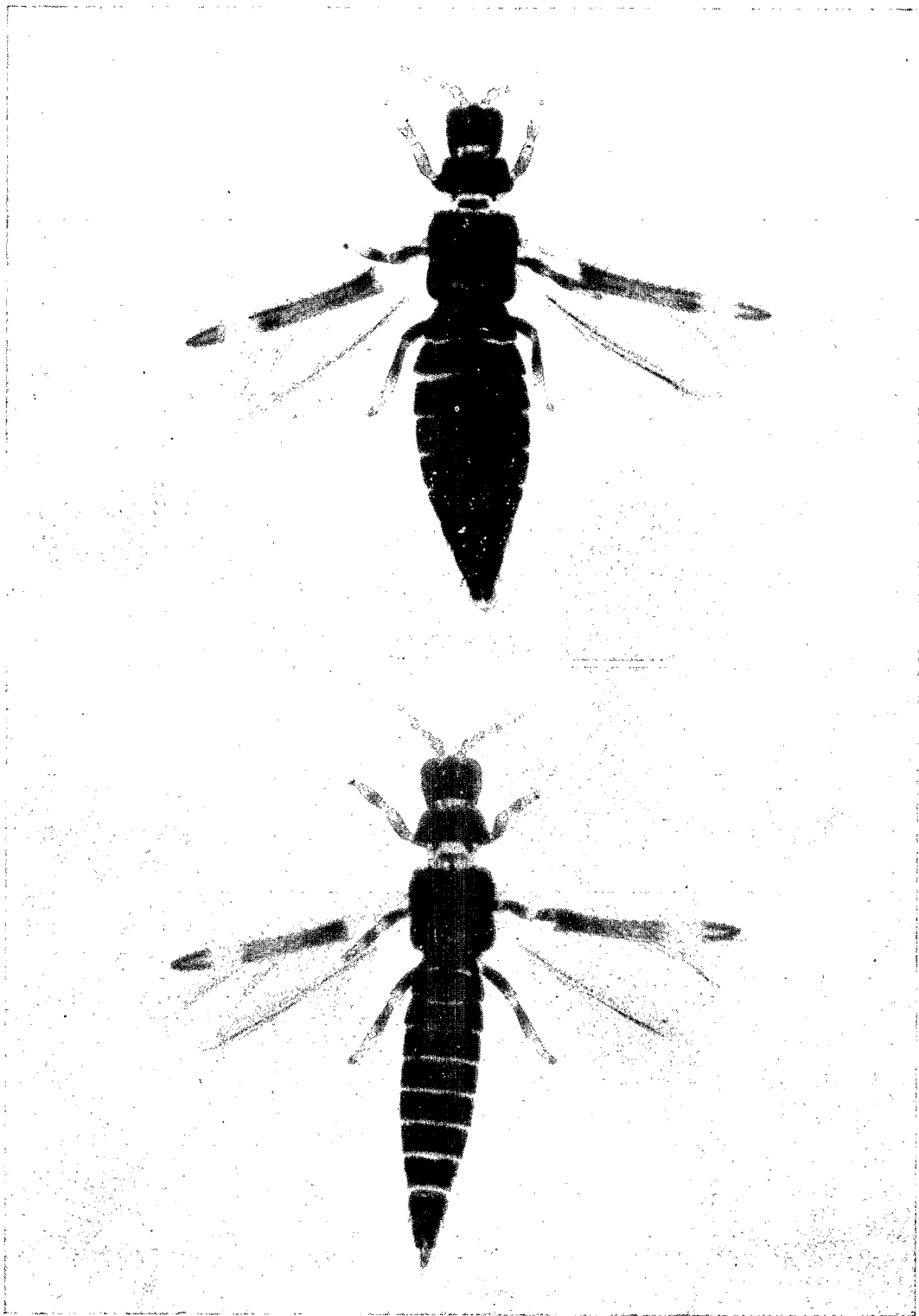


Fig. 1. — *Caliothrips helini* Hood ♂ et ♀
(Insectes en préparation microscopique, étalés pour la détermination.)

Planche I

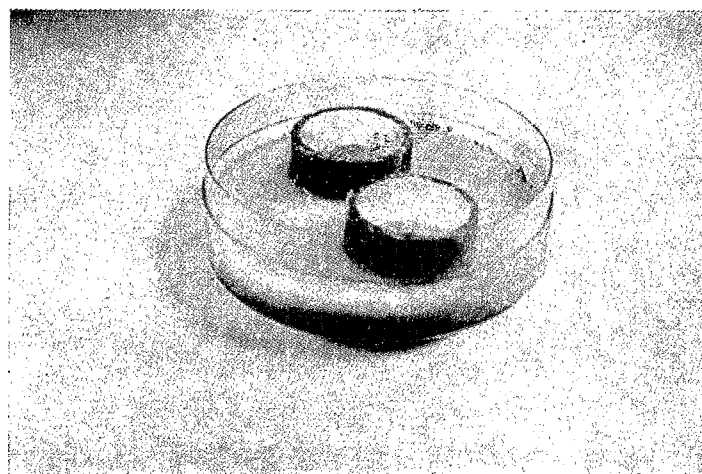
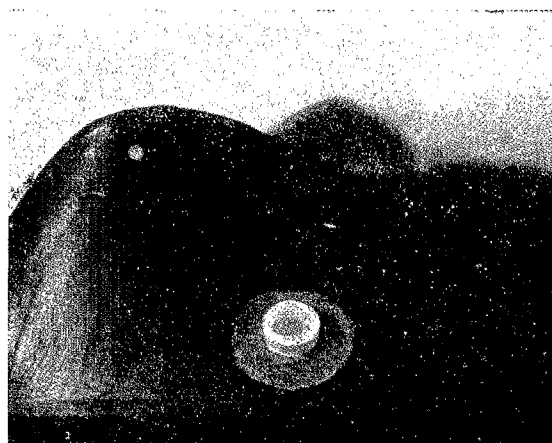
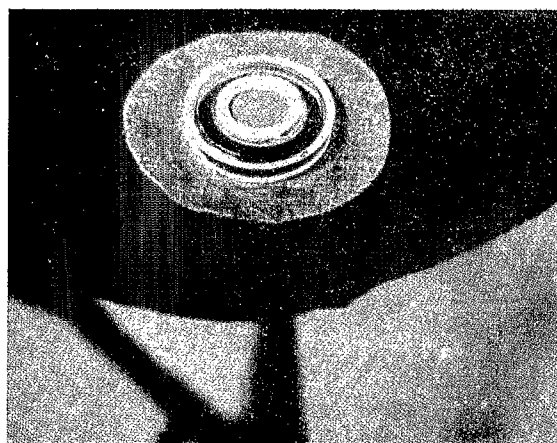


Fig. 2. — Cages employées pour l'élevage des Thrips.

- a) Cage pince.
- b) Cage à coller.
- c) Elevage sur rondelle de feuille.

cotonnier à Madagascar. Certaines soies des ailes et du corps sont foncées, d'autres beaucoup plus pâles.

La tête, le thorax et l'abdomen portent sur presque toute la surface des sculptures polygonales très visibles qui caractérisent les insectes du groupe des *Heliothripinae*.

Les descriptions de Thysanoptères comprennent toujours de nombreuses mensurations : articles des antennes, tête, pronotum, soies des ailes, soies du corps etc. HOOD (1940) les a données avec beaucoup de précision en faisant la diagnose de l'espèce. Je me bornerai à quelques indications sur les organes vulnérants qui sont la cause des dégâts infligés par l'insecte : pièces buccales et tarière.

C. helini est hypognathe. Le cône buccal est dirigé vers le bas (fig. 3). Il est formé par le clypéo-labre à la partie antérieure, le labium à la partie postérieure et les lobes maxillaires de part et d'autre. Le clypéo-labre se termine en tube dont la lumière laisse passer les stylets buccaux. Ceux-ci sont au nombre de trois.

Le plus gros, au centre, dépasse l'ouverture du clypéo-labre : c'est le stylet mandibulaire gauche (mdg). Fortement appointé à son extrémité, il devient ensuite régulièrement cylindrique puis grossit brusquement dans sa partie basale. Comme chez tous les Thysanoptères, on n'observe pas de stylet mandibulaire droit : celui-ci régresse au cours de l'embryogenèse. Les stylets maxillaires sont situés de part et d'autre de la mandibule ; ils divergent largement à partir du cône buccal et ont une section en croissant. Leur coaptation donne un tube qui sert à la succion des contenus cellulaires. Lorsqu'on observe un animal distendu, on aperçoit l'insertion de chacun des stylets sur un bras qui vient s'articuler sur le sclérite maxillaire. C'est sur ce bras que les muscles protracteurs et rétracteurs agissent pour provoquer la saillie ou le retrait des stylets.

La femelle comme toutes celles des espèces appartenant au sous-ordre des Térébrants insère ses œufs dans les tissus végétaux à l'aide d'une tarière. Celle-ci s'articule sur le bord postérieur du huitième et le bord antérieur du neuvième sternite abdominal, bien qu'elle paraisse être solidaire du septième. En effet, le huitième sternite est réduit à un petit sclérite triangulaire dont l'extrémité porte l'articulation antérieure de la tarière, qui est simplement tangente au septième sternite, mais absolument indépendante de lui.

Cette tarière (fig. 4) est composée de deux valves comprenant chacune deux lames, une antérieure et une postérieure, qui s'insèrent respectivement sur le huitième et le neuvième sternites ainsi qu'il vient d'être dit. Cette articulation permet à la lame de la tarière de pivoter autour de son point d'insertion et non de se déplacer suivant son axe longitudinal comme c'est le cas chez les Abeilles par exemple.

La lame antérieure est recourbée vers l'avant ; sa surface n'est pas plane, elle est concave vers l'intérieur. Le bord antérieur porte une rangée de dents constituées par des épaissements de la

paroi. Les dents apicales présentent une série de denticulations secondaires qui vont s'amenuisant au fur et à mesure qu'on progresse vers la base de la tarière. A l'endroit où le bord intérieur s'infléchit pour former un angle obtus très ouvert, on note sur la face externe de la lame une deuxième rangée de dents qui sont chacune reliées par une crête à une dent marginale. Le bord postérieur de cette lame antérieure est constitué par une gouttière qui glisse sur un épaissement du bord antérieur de la lame postérieure. Cette coaptation rend les deux lames solidaires mais leur permet de se déplacer l'une par rapport à l'autre dans le sens longitudinal. A la base de la lame, on trouve une série d'apophyses arrondies qui constituent une partie de l'articulation.

La lame postérieure a un bord postérieur convexe. Il faut noter que ce bord n'est pas de profil identique sur les deux lames. Celui de la gauche est une courbe unie et continue, celui de la droite présente une denticulation assez compliquée : à l'extrémité, une barbeure de trois dents, ensuite une série de petites pointes qui se répètent suivant une période à peu près constante. Qu'elle soit unie ou denticulée, cette arête postérieure a toujours un profil de lame de couteau très finement affûté. A la base de la lame postérieure, une striation flexueuse est perpendiculaire à la glissière de coaptation. En outre, deux ou trois stigmas circulaires en relief paraissent avoir un rôle d'accrochage de la tarière dans sa position de repos.

Les sternites IX et X sont en gouttière et servent de logement à la tarière qui s'y engage à la manière d'une lame de couteau qui se replie. L'anus est terminal.

Le mâle est seulement un peu plus petit que la femelle, mais il ne diffère guère de cette dernière au point de vue morphologie externe si ce n'est par la forme des derniers segments abdominaux (fig. 1).

Chez les individus gonflés par des bains de solutions hypotoniques, l'armature génitale externe fait saillie à la partie postérieure du corps. On distingue nettement au centre une partie sclérifiée, parfois improprement appelée pénis, soutenant le véritable edeagus. Cette partie dure comprend une baguette centrale recourbée vers la partie dorsale et deux baguettes latérales, un peu plus courtes, et situées de part et d'autre de la précédente ; ce sont les paramètres, renflés à leur partie basale. L'ensemble rappelle une fourchette dont les trois dents seraient juxtaposées. Au-dessus de ces sclérites qui doivent avoir un rôle de guidage, se trouve l'edeagus, vésicule susceptible de devenir turgescence, tubulaire à la base et trilobée à l'extrémité. Le lobe central est percé au milieu par l'orifice du canal éjaculateur et les deux lobes latéraux globuleux doivent avoir un rôle d'ancrage au cours de la copulation.

Les sternites abdominaux ont tous des sculptures polygonales. Cependant, sur chacun des segments III à VII inclus on observe des plages claires formant dans l'axe transversal du sternite une bande à bords parallèles ayant une longueur égale à douze fois la largeur. Subrectilignes-sur le troisième sternite, elles sont de plus en plus arquées au fur et à mesure qu'on s'avance vers le septième. Ces aires glandulaires sont

présentes chez les mâles de beaucoup d'espèces de Térébrants; leur fonctionnement et leur rôle sont encore mal connus.

J'ai dit que *Caliotrips helini* dont l'aire de répartition ne comprend peut-être que le sud du Continent Africain et Madagascar est morphologiquement très

voisine d'une autre espèce qui, elle, était déjà connue comme nuisible au cotonnier, mais qui paraît n'être répandue qu'en Afrique Centrale. Il s'agit de *C. impurus* Pr. (= *C. fumipennis* BAG). Je donne dans le tableau suivant les caractères permettant de distinguer les deux espèces.

Tableau 1. — *Caractères distinctifs de C. helini et C. impurus.*

		<i>C. helini</i>	<i>C. impurus</i>
Aile	Coloration	1/6 basal clair portant seulement une légère tache brune.	partie basale sombre portant seulement une légère tache claire avant la bande sombre médiane.
	Nervure costale de l'aile antérieure.	quelques soies très foncées.	toutes les soies claires.
Tête		plus large par rapport à sa longueur.	plus étroite.
Antennes	3 ^e et 4 ^e segments.	clairs seulement à leur apex.	clairs à l'apex et à la base
	5 ^e segment.	plus allongé, partie basale asymétrique.	plus globuleux et symétrique.
	6 ^e et 7 ^e segments.	plus allongés.	plus courts.
Abdomen	7 ^e segment.	3 paires de fortes soies.	2 paires de fortes soies.

IV — STADES PRÉIMAGINAUX

A) L'œuf (fig. 5)

Il mesure environ 290 μ de long. Il est réniforme; cependant, la pression du parenchyme qui l'entoure en fait parfois un corps globuleux et de contour irrégulier. Le chorion est très fin, parfaitement transparent; on aperçoit aisément au travers les globules vitellins.

Cet œuf est inséré sous l'épiderme du végétal, son grand axe étant parallèle à la surface. On aperçoit souvent la trace de la tarière de la femelle aux environs du pôle antérieur. Ce dernier n'est, parfois, pas tout à fait caché sous l'épiderme; cette partie est d'ailleurs souvent recouverte par une goutte de miellat.

Pour repérer les œufs, il faut examiner une feuille par transparence en utilisant le grossissement 15 X de la loupe binoculaire. Ils apparaissent alors comme de petits nodules réfringents, plus ou réniformes, se

détachant en clair sur le fond vert foncé de la feuille. A un grossissement supérieur (30 X à 50 X), on peut observer au-dessus de l'œuf les parois des cellules épidermiques qui le recouvrent.

B) Stades larvaires (fig. 6)

Comme tous les Thysanoptères, *C. helini* présente deux stades larvaires :

a) *Larve du premier stade* (fig. 6, a). La larve néonate a grossièrement la forme de l'adulte mais elle est, évidemment, dépourvue d'ailes. Elle est jaune clair très pâle; cette couleur deviendra plus foncée avec le temps pour passer au jaune orangé peu avant la première mue.

— Le tégument est mou et relativement transparent. Il présente sur une grande partie du corps des

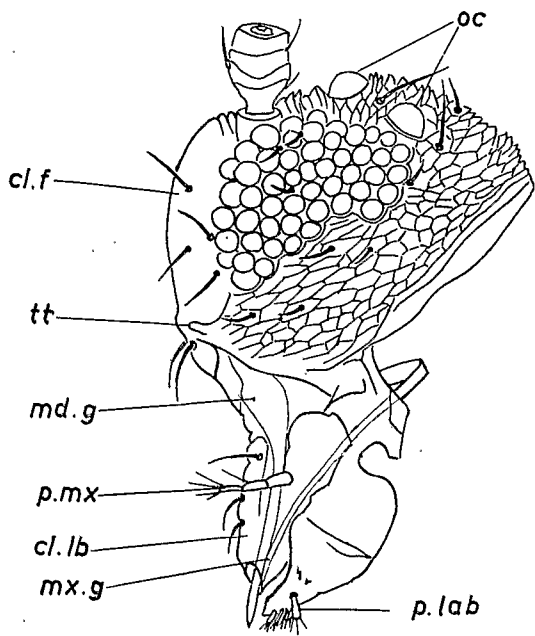


Fig. 3. — *Caliothrips helini* Hood : Tête vue de profil.
 oc. : ocelles. cl. f. : clypeo front. tt. : tentorium.
 md. g. : mandibule gauche. p.mx : palpe maxillaire. cl. lb. :
 clypeo labre. mx. g : maxille gauche. p. lab. : palpe labial.

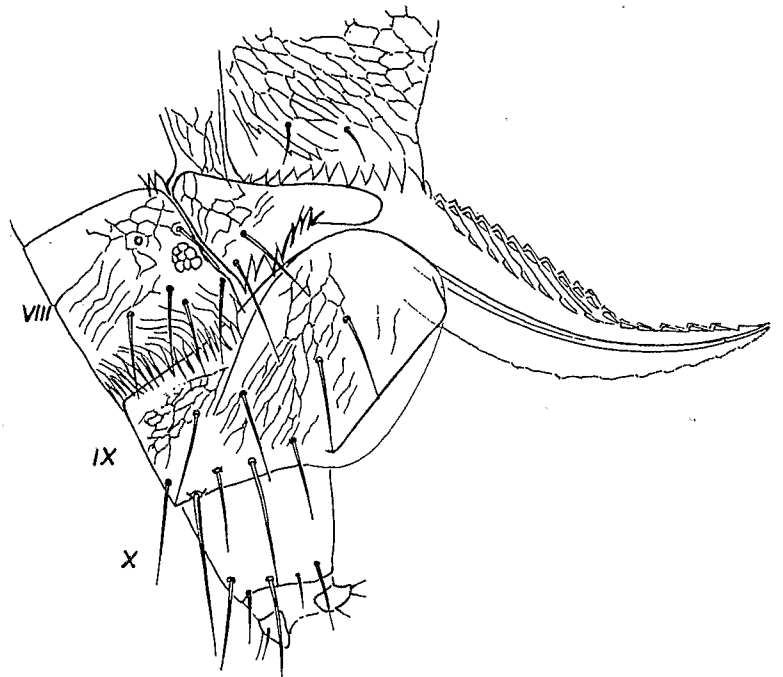


Fig. 4. — *Caliothrips helini* Hood : Pygidium de la femelle
 (profil). (La tarière est sortie de sa gouttière.)

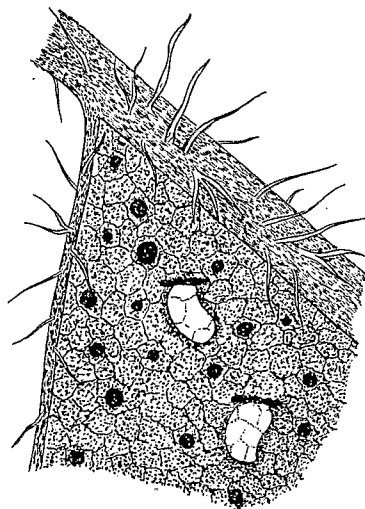


Fig. 5. — Pontes dans une feuille de cotonnier.

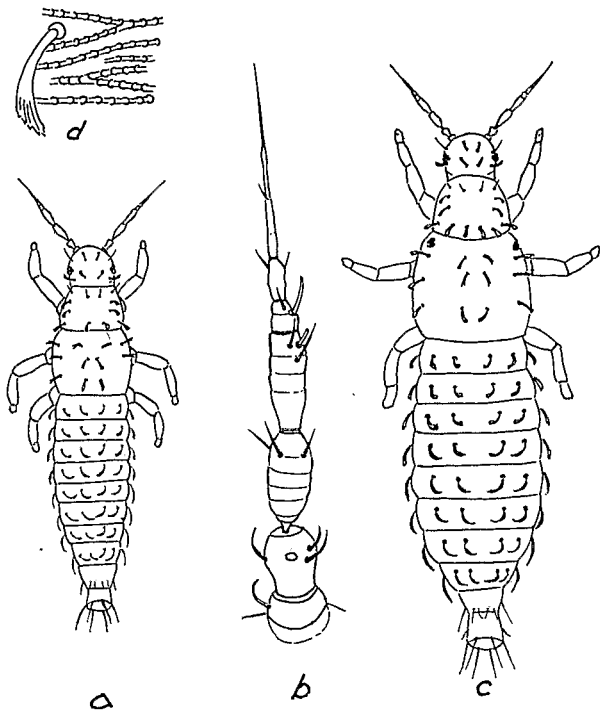


Fig. 6. — *Caliothrips helini* Hood : Stades larvaires.

- a) Premier stade.
- b) Antenne droite de la larve du deuxième stade.
- c) Deuxième stade.
- d) Microsculptures du tégument et soie de la larve du deuxième stade.

12

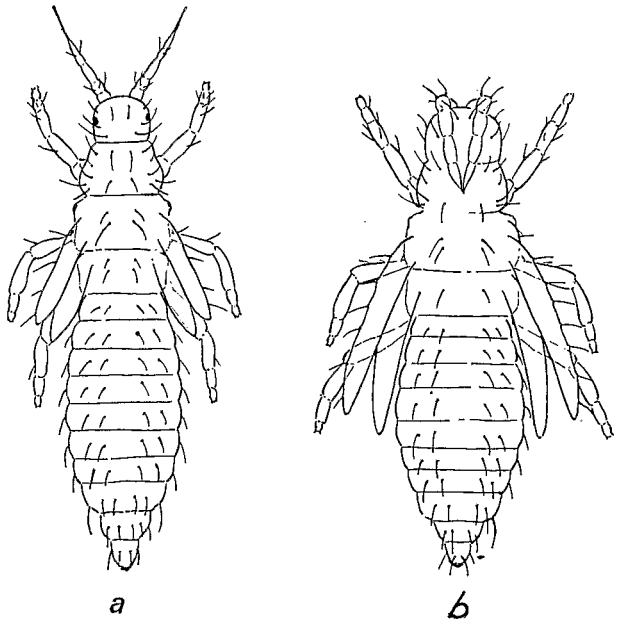


Fig. 7. — *Caliothrips helini* Hood : Stades nymphaux.

- a) Pronymphe.
- b) Nymphe.

microsculptures indiquées par la figure 6, d. La tête porte à la place des yeux trois stemmata rouges. A l'avant et à l'arrière de ces organes, on trouve une soie plus ou moins aiguë. Toutes les autres soies du corps de la larve sont terminées par un épaississement dont le profil est en dents de scie (fig. 6, d); elles sont aussi, en général, fortement courbées.

— L'abdomen est composé de dix segments. On peut, par transparence, observer le tracé du mésenteron coloré par les plastes chlorophylliens des contenus cellulaires absorbés par la larve. Celle-ci se nourrit presque constamment. Elle possède des stylets buccaux à peu près semblables à ceux qui ont été décrits chez l'adulte.

Le neuvième segment abdominal porte, sur son bord postérieur, six soies divergentes entourant l'anus. Ces soies sont le soutien de la goutte de miellat que la larve véhicule pendant un certain temps au cours de son existence.

b) *Larve du deuxième stade* (fig. 6, c). Du point de vue morphologique, elle est très proche de la larve du premier stade. Il est cependant facile de l'en distinguer par les caractères suivants :

— Elle est généralement de plus grande taille et sa couleur est jaune orangé ;

— Les proportions du corps sont différentes. L'abdomen est plus volumineux par rapport à l'ensemble tête-thorax ;

— Le bord postérieur du prothorax porte trois soies paires au lieu de deux chez la larve du premier stade.

C) Stades nymphaux (fig. 7)

Il y a deux stades nymphaux : la pronymphe et la nymphe.

Pronymphe (fig. 7, a)

Elle est légèrement plus petite que la larve du deuxième stade au moment de la mue. Cependant, la présence de fourreaux alaires permet de l'en distinguer aisément. Les proportions du corps ont à nouveau changé : la tête s'est élargie et les antennes se sont raccourcies. En préparation microscopique on peut, en outre, observer que :

— toutes les soies du corps sont longues et aiguës ;

— les soies du bord postérieur du dixième segment abdominal sont très courtes. Les stades nymphaux, en effet, ne présentent jamais de goutte de miellat pygidiale puisque leurs pièces buccales sont atrophiées et qu'ils ne prennent donc pas de nourriture.

Nymphe (fig. 7, b)

De taille et de coloration identiques à celles de la pronymphe, on peut la distinguer de cette dernière à l'aide des caractères suivants :

— les fourreaux antennaires ne sont plus dirigés vers l'avant, mais rabattus sur la face dorsale de la tête ; leurs extrémités viennent converger au centre du pronotum.

— les fourreaux alaires se sont allongés considérablement et dépassent vers l'arrière le milieu de l'abdomen.

A mesure que la nymphe s'avance, on aperçoit par transparence à travers le tégument toute la morphologie externe de l'adulte qui va éclore : les yeux composés, les ailes et leur frange, les sculptures des tergites et même la tarière.

V — BIOLOGIE DE *Caliothrips helini* Hood

Toutes les observations rapportées ici ont été effectuées dans les régions de TULÉAR, TANANDAVA, et BETIOKY situées dans le sud-ouest de l'île.

J'ai pu récolter *Caliothrips helini* un peu partout, mais c'est surtout à TULÉAR sur les parcelles d'essais de la station de l'I.R.C.T. et dans les environs immédiats, que j'ai pu suivre les pullulations les plus importantes.

Ce sont donc les caractéristiques du milieu de cette dernière station que je vais donner.

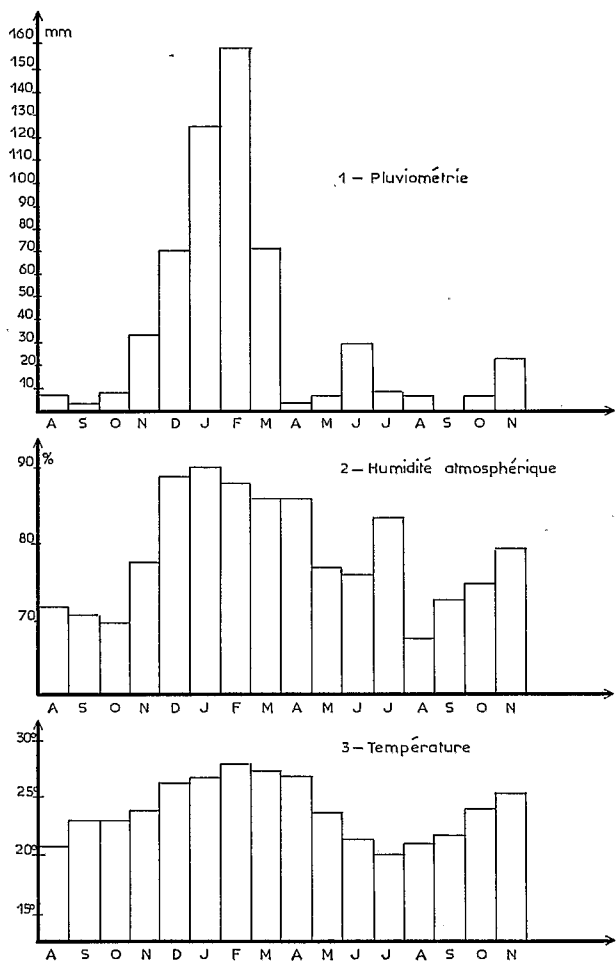
TULÉAR est situé au bord de la mer sur la côte ouest de Madagascar à l'embouchure du fleuve Firehana. Les environs immédiats constituent une plaine alluviale relativement étroite, s'élargissant vers le nord. L'arrière-pays est formé par un plateau calcaire s'élevant assez rapidement à 150 m d'altitude. La station elle-même est située à 3 km de la côte et se trouve très exactement sur le Tropique du Capri-

corne. Le climat est du type tropical, mais très modifié, car protégé des vents d'est. Cependant, des vents violents du sud-ouest soufflent durant une grande partie de l'année.

Les représentations graphiques de la pluviométrie, de l'hygrométrie et de la température figurées à la page suivante donneront une idée des conditions climatiques.

On note, pour les températures, une saison chaude de novembre à mai avec une moyenne de 26 °C et une saison fraîche de juin à octobre avec une moyenne de 21 °C.

La saison des pluies correspond à la saison chaude avec les maxima en janvier et février. Les précipitations brutales et abondantes s'espacent très rapidement et dès le mois de mars, la saison sèche commence. Le cotonnier doit donc être conduit en culture irriguée.



Graphique 1. — Eléments du climat de TULÉAR (août 1966 - novembre 1967)

Les Thysanoptères sont assez peu sensibles à l'état hygrométrique de l'atmosphère. Vivant plaqués contre la feuille, ils évoluent dans un milieu pratiquement saturé par la transpiration végétale. Cependant, les taux d'humidité relative à TULÉAR sont assez élevés et ne nuisent en rien au développement de l'insecte; ils varient de 70 % en août et octobre, à 90 % et plus en décembre, janvier et février.

L'inventaire des éléments de ce climat indique donc qu'il est très favorable au développement des Thrips phytophages, ce que l'expérience confirme largement.

1) Ethologie de l'adulte

A - LE VOL

C. helini vole assez peu. Je n'ai pas eu l'occasion de déterminer les stimuli qui déclenchent l'envol, mais il semble qu'ils ne soient pas d'ordre mécanique. En effet, on a beau pousser l'insecte à l'aide d'un pin-

ceau fin, le renverser, le faire tomber d'une feuille sur l'autre, il ne prend pas son essor. Il se déplace uniquement en marchant. J'ai pu cependant observer plusieurs envols. Le Thrips recourbe d'abord son abdomen vers le haut, à la façon des Staphylinidae; il lisse les franges de ses ailes à l'aide des épines de ses pattes postérieures; il repose celles-ci sur le substrat puis, autant qu'on puisse en juger par des moyens habituels car ces opérations se déroulent avec une très grande rapidité, il saute et simultanément se sert de ses ailes.

Ces vols sont parfois de si courte durée — une fraction de seconde — qu'on peut être tenté de les regarder plutôt comme des sauts. Cependant, aux heures chaudes de la journée, ces vols peuvent être beaucoup plus importants. C'est alors que les coups de vent ou les ascendances peuvent agir sur les insectes pour les transporter à des distances considérables. On peut remarquer que le mâle vole plus souvent que la femelle et se déplace beaucoup plus vite qu'elle à la surface de la feuille.

B - PRISE DE NOURRITURE

Les deux stades larvaires et l'adulte se nourrissent en absorbant le contenu des cellules épidermiques et de celles du parenchyme sous-jacent. L'insecte s'arc-boutant sur ses pattes antérieures vers l'avant et sur ses pattes moyennes et postérieures vers l'arrière, écrase son rostre sur l'épiderme de la feuille en un point choisi par le jeu des sensoria et des palpes labiaux. Par un mouvement de flexion et d'extension des pattes, il lacère l'épiderme à l'aide de la mandibule gauche qui sort du cône buccal. Celle-ci glisse peu à peu sur le flanc droit de l'hypopharynx, traverse l'épiderme, et vient percer les parois des cellules du parenchyme. Le Thrips applique alors fortement l'extrémité du labre sur l'épiderme et injecte la salive grâce à la pompe salivaire. Il fait alors agir les muscles protracteurs sur le levier articulaire des maxilles; les stylets maxillaires font saillie à leur tour. Leurs parties internes s'appliquant l'une contre l'autre forment un tube par lequel est aspiré le mélange de salive et du contenu des cellules végétales qui ont subi un début de lyse.

L'insecte vide ainsi toutes les cellules d'une plage; peu après la prise de nourriture, cette aire vidée prend une couleur blanc nacré très caractéristique. La salive provoque probablement une nécrose des tissus plus profonds et des cellules environnantes et la zone ainsi lésée brunit à la longue.

C - ACCOUPLEMENT

L'accouplement a lieu quatre ou cinq jours après l'éclosion des adultes. Le mâle, plus petit que la femelle, passe sur le dos de celle-ci et est ainsi véhiculé pendant un certain temps. Il est alors fixé par ses pulvilli antérieurs au niveau des angles antérieurs du ptérothorax et par ses deux pattes postérieures sur les premiers segments abdominaux de la femelle. Par une torsion latérale de son abdomen, il parvient à introduire son pénis exsertile dans l'ouverture génitale femelle. L'accouplement proprement

dit ne dure que quelques minutes, mais le mâle peut rester fixé sur le dos de la femelle pendant plusieurs heures. Il semble qu'il n'y ait qu'un seul accouplement au cours de la vie d'une femelle. Des élevages de femelles vierges isolées dans les conditions de température et d'éclairage de l'extérieur n'ont jamais donné des résultats positifs. Je ne puis cependant rien affirmer quant à la reproduction parthénogénétique.

D - PONTE

Elle ne commence guère que 24 à 48 heures après l'accouplement, c'est-à-dire six à sept jours après l'éclosion de l'adulte. Elle a lieu le plus souvent sur les jeunes feuilles à l'extrémité des tiges et généralement à la bifurcation de deux nervures (fig. 5).

La femelle courbe son abdomen. Les longues soies des derniers segments abdominaux balaient la surface de la feuille et ont sans doute un rôle sensoriel car l'insecte a l'air de tâter et de chercher un endroit favorable à l'insertion de l'œuf. La tarière reste encochée dans le sillon formé par les neuvième et dixième sternites ; seule sa pointe dépasse légèrement l'extrémité de l'abdomen. La femelle pique alors verticalement cette pointe dans la feuille. La gouttière dans laquelle se trouve encore la tarière a certainement, dans cette opération, un rôle de guidage car les lames bien que fortement sclérifiées ne seraient pas assez résistantes si elles étaient à nu. Au bout d'un certain temps, la femelle projette son abdomen vers l'arrière, la tarière pivotant autour de son articulation sort de son logement, devient perpendiculaire à l'abdomen et, sous la poussée de celui-ci, pénètre encore un peu dans la feuille. A ce moment, l'abdomen se tord autour de son axe longitudinal et la tarière qui était perpendiculaire à la surface de la feuille ne forme plus avec celle-ci qu'un angle assez faible (30° environ). La femelle procède alors à une série d'extensions et de contractions de son abdomen, ce qui a pour effet de faire pivoter la tarière autour de son extrémité, les tranchants externes des lames entaillent les tissus végétaux dans lesquels l'ovipositeur s'enfonce ainsi peu à peu sur les trois quarts au moins de sa longueur. On aperçoit d'ailleurs très bien sa progression dans une feuille observée par transparence sous la loupe binoculaire. C'est alors que les deux valves s'écartent, l'abdomen se contracte violemment à plusieurs reprises pour expulser l'œuf qui, guidé par les lames, pénètre dans les tissus végétaux. Parfois, la cavité creusée étant insuffisante, le pôle antérieur de l'œuf fait encore saillie à la surface de la feuille lorsque la femelle a retiré sa tarière.

Cette oviposition dure en moyenne deux à trois minutes. La femelle pond ses œufs isolément, à raison de quatre à cinq par 24 heures. La fécondité totale, qui varie évidemment avec les individus, est de 60 à 70 œufs.

2) Ethologie des stades préimaginaux

A - L'ŒUF : INCUBATION ET ÉCLOSION

La durée de l'incubation varie de cinq à huit jours

suivant la température : six à sept jours en juillet (température moyenne : 21° 5), cinq à six jours en octobre (température moyenne : 24°). Cette durée a été déterminée de la façon suivante : une femelle nouvellement fécondée est portée sur une feuille reconnue au préalable exempte de pontes. Chaque jour, la feuille est observée par transparence à la loupe binoculaire et l'emplacement des œufs nouvellement pondus est repéré sur un dessin de la feuille. La femelle est ôtée au bout de cinq jours. Il n'y a plus qu'à dater l'éclosion de chaque œuf.

Il est assez difficile d'observer l'évolution de l'œuf dans les tissus végétaux. J'ai dû les en extraire avec beaucoup de précautions, car le chorion est très fragile. Dès le quatrième jour cependant, on observe au pôle antérieur des tâches rouges : ce sont les stemmata de la future larve. On voit ensuite apparaître, toujours grâce à la transparence parfaite du chorion, les antennes et les pattes ainsi que le pygidium qui sont repliés sur une même face de l'œuf. Deux jours avant l'éclosion, on peut même apercevoir, en préparation microscopique, les stylets buccaux, fortement sclérifiés et même les soies.

La jeune larve fait éclater le chorion au pôle antérieur de l'œuf et elle s'extrait péniblement de son gîte. C'est une opération très laborieuse qui débute par des mouvements de reptation accompagnés d'un balancement incessant des antennes. A mesure que l'insecte arrive à dégager ses pattes, il les emploie à son travail et ce n'est qu'au bout de plusieurs minutes d'efforts qu'il peut enfin se libérer totalement. Il arrive parfois que, suivant la position de l'œuf et celle de la larve, cette dernière ne parvienne pas à se dégager complètement et meure au cours de l'éclosion.

B - STADES LARVAIRES

La larve néonate reste près de l'endroit où elle a éclos. Elle se dirige vers la nervure la plus proche et commence à se nourrir. On aperçoit par transparence son mésenteron qui se teinte de brun vert. Au bout de quelques heures elle devient plus mobile, va errer sur la feuille au gré de son phototropisme et continue à se nourrir. Au bout de 24 heures, on voit apparaître entre les soies pygidiales une petite goutte de miellat noir qui grossit peu à peu pour donner une sphérule que la larve va véhiculer pendant une trentaine d'heures en relevant son abdomen comme le font les Staphylins. Elle essaie de se débarrasser de ce miellat en imprimant de temps en temps des oscillations brusques à son pygidium ou bien en l'essuyant aux poils du végétal lorsqu'elle en trouve (fig. 8).

La larve néonate qui était d'une couleur jaune très pâle devient au bout de trois à quatre jours, jaune orangé : elle va muer. Elle s'immobilise alors contre une nervure en essayant de s'engager entre les poils de la plante, plus nombreux à cet endroit. Au bout de quelques heures, le tégument se fend suivant l'axe des tergites thoraciques et on va assister à une nouvelle éclosion, la jeune larve du deuxième stade abandonnant sa mue comme la néonate l'avait fait pour son chorion.

La larve du deuxième stade se comporte comme celle du premier. Elle se nourrit presque constamment et grossit rapidement. Son abdomen devient de plus en plus gros par rapport à l'ensemble tête-thorax qui conserve à peu de chose près le même volume. Elle aussi transporte de temps en temps entre les soies pygidiales une goutte de miellat dont elle essaie de se débarrasser. Elle se nourrit aussi bien sur la face inférieure que sur la face supérieure de la feuille lorsque l'éclairage n'est pas trop intense ; au cours de l'insolation elle se place toujours sur la face ombrée de la feuille. Au bout de cinq à six jours, la larve de stade II va muer dans les mêmes conditions que la première fois ; cependant, il faut remarquer qu'elle choisit pour cela les places les plus sombres qu'elle puisse trouver.

C - STADES NYMPHAUX

Ce sont les stades de semi-immobilité, les insectes ne se déplaçant que dans le cas où ils sont soumis à une lumière trop violente, à des chocs mécaniques ou à l'action de l'eau. Ils ne prennent aucune nourriture, leurs pièces buccales étant non fonctionnelles, et ne portent donc pas de goutte de miellat comme le font les larves. On a donné aux métamorphoses des Thysanoptères le nom de *remétabolie* en les situant entre les hétérométaboles et les holométaboles vrais.

3) Cycle biologique

La durée moyenne du cycle biologique est donc de 25 à 30 jours. Il n'y a aucune diapause, aucune quiescence, ce qui donne 12 à 15 générations par an. On trouve simultanément à toute époque tous les stades sur la même pousse ou sur la même feuille. Les générations sont imbriquées ; cependant, soit à cause des conditions atmosphériques plus favorables au développement de l'espèce, soit à cause d'une plus grande fécondité des femelles, à ce moment-là, on note les pullulations les plus importantes au mois d'avril.

4) Ecologie

A - PHOTOTROPISME

Quel que soit le stade auquel il se trouve, *C. helini* ne choisit jamais les situations à éclairage violent. On peut dire qu'en moyenne, son *preferendum* correspond à l'intensité lumineuse émise par un ciel couvert de nuages assez épais. Cependant, j'ai remarqué que ce phototropisme varie d'un stade à l'autre et aussi au cours d'un même stade.

La larve néonate recherche d'abord les endroits les moins éclairés sur la feuille où elle vient d'éclore. Lorsqu'elle a commencé à se nourrir et que sa pigmentation devient plus forte, elle se déplace et peut parcourir toutes les parties de la feuille pourvu que celles-ci soient à l'ombre. Au moment où elle

va muer, au contraire, son phototropisme redevient négatif et elle se dirige vers les bords des nervures. Il y a peut-être aussi simultanément une recherche de la satisfaction de son thigmotactisme. La même évolution se produit au cours du deuxième stade, mais il semble que les intensités lumineuses supportées par l'insecte soient plus élevées qu'au cours du premier stade.

Au cours de la nymphose, le phototropisme reste négatif et ne semble guère varier ; cette situation dure encore quelques heures après la mue imaginale. Dès que l'adulte a acquis une pigmentation suffisante et que son tégument a durci, il se déplace vers les endroits éclairés sans cependant séjourner trop longtemps à l'impact direct des rayons solaires.

B - PLANTES-HOTES

L'insecte a reçu comme nom spécifique *helini* car lorsqu'il a été décrit pour la première fois par HOOD (1940), il avait été trouvé par FAURE J.C. sur *Helinus ovatus* E. MEY et il paraissait strictement inféodé à cette plante au Transvaal. Je l'ai retrouvé à Madagascar sur *Commicarpus commersonii* (H. Bn) (Nyctaginacée) où il pullule. Il passe assez facilement sur les cultures de cotonnier, mais il semble que sa fécondité soit moins grande sur cette dernière plante. Malgré mes recherches dans les environs de TULÉAR, je n'ai pas pu le trouver ailleurs.

C - FACTEURS DE DISPERSION ET DE PULLULATION

J'ai dit à propos du vol de *C. helini* que l'espèce vole bien, mais assez rarement. D'autre part, ces vols ne semblent pas être de longue durée. Je pense que la diffusion de l'espèce doit surtout être assurée par les vents. Les courants ascendants et surtout les bourrasques peuvent souvent transporter les Thrips à des distances considérables. L'aire de répartition, déjà très étendue, serait sans doute encore plus vaste si l'insecte était plus polyphage. Il est permis de penser que l'extension des cultures de cotonnier permettra à l'espèce de s'installer dans d'autres pays où ne se trouve pas l'hôte principal.

J'ai dit que les températures élevées paraissent accélérer et favoriser le développement du Thrips. Or, on constate que les pullulations maximales se produisent en fin de saison chaude. Ceci peut être expliqué de la façon suivante. Les fortes pluies de janvier et février nuisent fort à l'insecte. Les stades préimaginaux ainsi que les adultes sont précipités sur le sol où ils s'engluent et les populations sont ainsi considérablement réduites, ce qui compense largement les effets bénéfiques des températures élevées.

Je n'ai pu observer aucun parasite interne de *C. helini*. J'ai cependant trouvé, dans les pullulations de Thrips, des larves et des adultes d'un Rhynchote Anthocoridae qui est en cours de détermination. Bien que je n'aie jamais pu observer directement l'action de ce prédateur, je crois qu'on peut supposer sans trop de risques d'erreur qu'il s'attaque aux Thysanoptères.

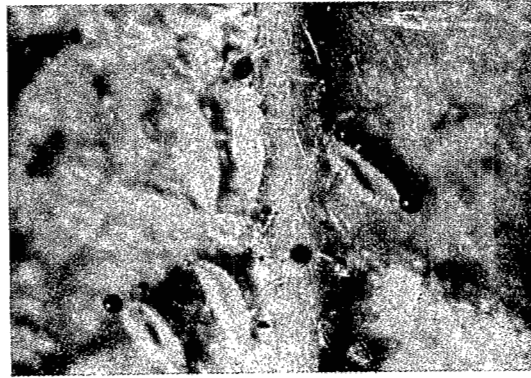
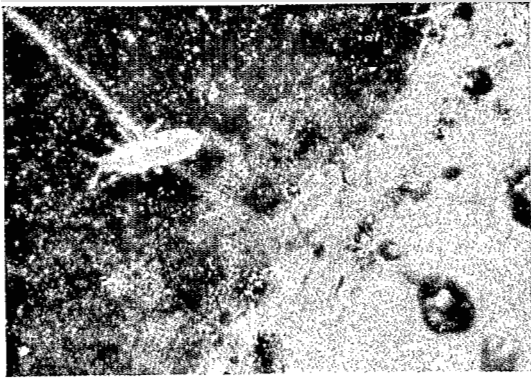


Fig. 8. — *Caliothrips helini* Hood : Stade préimaginaux.

- a) Larves. Observer dans la partie éclairée de la feuille la grosse goutte de miellat déposée par une larve.
- b) Nymphes et pronymphes (identifiables par leur fourreau alaire). Deux larves véhiculent du miellat dans leurs soies pygidiales.

Fig. 9. — Dégâts de *Caliothrips helini*.

Les taches blanches correspondent à des plages de cellules vidées de leur contenu.

Les punctuations noires sont des gouttes de miellat.

On aperçoit au milieu de la feuille un adulte. Les ailes, repliées sur le dos, sont reconnaissables à leurs deux plages blanches.



VI — DÉGATS ET MOYENS DE LUTTE

Coïncidant avec les pullulations sur *C. commersonii*, on note le passage de *C. helini* sur cotonnier dès le mois d'avril. A ce moment, les cotonniers ont de cent à cent vingt jours (depuis la date de levée).

Les Thrips envahissent les jeunes feuilles. Les piqûres se traduisent par l'apparition de zones argentées, les cellules superficielles vidées de leur contenu se remplissant d'air. On observe aussi sur les feuilles attaquées de nombreux petits points noirs : ce sont les gouttes de miellat déposées par les larves (fig. 9). Ces deux symptômes, plages argentées et punctuations noires, caractérisent les dégâts de *C. helini* qui ne peuvent ainsi être confondus avec ceux causés par les autres insectes nuisibles au cotonnier. Au bout de sept à huit jours, les feuilles gravement atteintes se flétrissent et tombent. Sans être d'une importance aussi considérable que ceux causés par d'autres Thrips, les dégâts infligés au cotonnier par *C. helini* risquent d'être assez graves lorsque les conditions atmosphériques favorisent les pullulations.

Puisqu'à Madagascar, ce sont les pieds de *C. commersonii* sp. qui sont des réservoirs d'infestation,

leur suppression autour des plantations de cotonnier semble être un moyen de lutte commode et relativement peu coûteux. Les rares Thrips véhiculés par les vents, à partir de plantes lointaines, ne pourront pas être à l'origine de pullulations avant la récolte du coton.

Bien que les traitements effectués contre les autres déprédateurs de cette culture réduisent considérablement les populations de Thrips, j'ai cependant procédé à des essais sommaires d'insecticides dans le but de tester leur efficacité contre *C. helini*.

Les matières actives suivantes ont été utilisées : diméthoate à 180 g m.a./ha, endrine-DDT à 1400 g m.a./ha et un mélange diméthoate-endrine-DDT à 1580 g m.a./ha. Pour cent Thrips sur le témoin, les survivants au cinquième jour après le traitement ont été au nombre de dix-sept dans le premier cas, quinze dans le deuxième cas et neuf dans le troisième. Si l'on tient compte du fait que ces trois types de traitement sont, aussi, parfaitement efficaces contre les Pucerons, on peut dire que la lutte contre ce nouveau ravageur du cotonnier ne présente guère de difficultés.

RÉSUMÉ

Caliothrips helini (HOOD) est un Thysanoptère, décrit et signalé seulement au Transvaal en 1940. Il a été retrouvé à Madagascar (TULÉAR) où il attire l'attention par les dégâts qu'il cause sur les cultures de cotonnier. L'insecte vit, habituellement, sur *Commicarpus commersonii* (H. Bn), Nyctaginacée. Il passe dès le mois d'avril sur les jeunes feuilles de cotonnier où ses piqûres se traduisent par l'apparition de zones argentées. Les feuilles gravement atteintes brunissent et tombent. Sans être d'une importance aussi considérable que ceux causés par d'autres Thrips, les dégâts infligés au cotonnier par *C. helini* risquent d'être assez graves lorsque les

conditions atmosphériques favorisent les pullulations.

L'insecte, qui est décrit, est de très petite taille (1,1 mm). Son élevage est étudié ainsi que les différents stades de son évolution. Plusieurs figures illustrent les descriptions.

L'espèce paraît être parthénocarpique ; son cycle complet dure en moyenne 25 à 30 jours. Une quinzaine de générations imbriquées se succèdent au cours de l'année.

Des pulvérisations de diméthoate et de mélange endrine + DDT ont une bonne efficacité dans la lutte contre cet insecte.

BIBLIOGRAPHIE

- BAGNALL R.S. et W.P.L. CAMERON (1932). — Descriptions of two species of *Hercothrips* injurious to cotton in the British Soudan and of an allied species on grass. *Ann. Mag. Nat. Hist.*, X, 412-419.
- DANIEL S.M. (1904). — New California Thysanoptera. *Ent. News*, XV, 293-297.
- FAURE J.C. (1961). — Thysanoptera of Africa - 5. *J. ent. Soc. South Africa*, XXIV, 1, 133-153.
- FAURE J.C. (1962). — Thysanoptera of Africa - 7. *Entom. Tidsk.*, LXXXII, (1-2), 4-43.
- HOOD J.D. (1927). — New neotropical Thysanoptera collected by C.B. Williams. II. *Psyché, Camb. Mass.*, XXXIV, 230-246.
- HOOD J.D. (1940). — Two new Heliiothripinae (Thysanoptera) from the Transvaal. *J. ent. Soc. South Africa*, III, 35-41.
- PRIESNER H. (1958). — Über den Tarsus der Thysanopteren und seine sogenannte Endblase. *Verh. Ver. naturh. Heimatforsch.*, Hamburg, 33, 1-3.
- ZUR STRASSEN R. (1959). — Three species of Thysanoptera from Glorioso Island near Madagascar. *J. ent. Soc. South Africa*, XXII, 2, 390-393.
- ZUR STRASSEN R. (1960). — Catalogue of the known species of South African Thysanoptera. *J. ent. Soc. South Africa*, XXIII, 2, 321-367.

SUMMARY

Caliothrips helini (HOOD) is a *Thysanoptera*, described and mentioned only in Transvaal in 1940. It was found again in Madagascar (TULÉAR) where it attracts attention owing to the damages that it causes on cotton crops. Usually, this insect lives on *Commicarpus commersonii* (H. Bn), *Nyctaginaceae*. As early as April, it passes on young cotton leaves where its punctures induce the appearance of silvery areas. Severely attacked, leaves turn brown and drop off. Although the damages caused to cotton by *C. helini* are not as considerably important as those caused by other Thrips, they involve a risk of becoming fairly serious when atmospheric conditions help pullula-

tions.

The insect, which is described, is very small (1,1 mm). Its rearing as well as the various stages of its evolution are studied. The descriptions are illustrated by several graphs.

The species seems to be parthenocarpic; the average length of its complete cycle is from 25 up to 30 days. About fifteen imbricated generations succeed each other in the course of the year.

Sprayed dimethoate and endrine + DDT permit satisfactory control of this insect.

RESUMEN

Caliothrips helini (HOOD) es un *Thysanoptero* descrito y señalado solamente en el Transvaal en 1940. Ha sido encontrado de nuevo en Madagascar (TULÉAR) donde llama la atención por los daños que causa en los cultivos del algodón. El insecto vive corrientemente en el *Commicarpus commersonii* (H. Bn), *Nyctagináceo*. Pasa a partir del mes de abril a las hojas jóvenes del algodón donde sus picaduras producen la aparición de zonas plateadas. Las hojas gravemente afectadas ennegrecen y caen. Sin revestir una importancia tan considerable como los causados por otros Thrips, los daños infligidos al algodón por el *C. helini* pueden llegar a ser bastante graves cuando las condiciones atmosféricas favorecen las

pululaciones.

El insecto, que se describe, es de tamaño pequeño (1,1 mm). Se estudia su cría y las diferentes fases de su evolución. Varios gráficos ilustran las descripciones.

La especie parece ser partenocárpica; su ciclo completo dura como término medio entre 25 y 30 días. Una quincena de generaciones imbricadas se suceden durante el año.

Pulverizaciones de dimetoato y de mezcla endrina + DDT son bastante eficaces en la lucha contra este insecto.

1

COTON
ET
FIBRES TROPICALES

**UN NOUVEAU THRIPS NUISIBLE AU COTONNIER
A MADAGASCAR : *Caliothrips helini* Hood**

par
J. P. BOURNIER

ORSTOM Fonds Documentaire
N° : 32.232 exp 1
Cote : B