



UNIVERSITE DE LOME
FACULTE DES SCIENCES
LOME-TOGO

N° d'ordre :

THESE

Pour l'obtention du Grade de
DOCTEUR EN SCIENCES DE LA VIE
Spécialité : Biologie de développement
Option : Entomologie Appliquée

Présentée par

Mondjonnesso GOMINA

**CONTRIBUTION A LA CONNAISSANCE DES
MOUCHES DES FRUITS (DIPTERA : TEPHRITIDAE)
ET DE LEURS PARASITOIDES AU SUD DU TOGO**

Soutenue publiquement le.....2015

Devant la commission d'examen composée de :

Professeur GLITHO I. Adolé, Université de Lomé :.....Présidente

AMEVOIN Komina, Maître de Conférences, Université de Lomé :.....Directeur

Professeur MONGE Jean-Paul, Université François Rebelais de Tours (France) : Rapporteur

Professeur KETOH Koffivi Komlan, Université de Lomé :.....Rapporteur

VAYSSIERES Jean-François, Directeur de Recherche, CIRAD/IITA :.....Examineur



SOMMAIRE

Résumé	11
Abstract	12
INTRODUCTION GENERALE	13
CHAPITRE 1 : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE.....	17
I – Zones écologiques du Togo et la production des fruits	18
II – La filière fruitière au Togo	18
1. Production et exportation des fruits	18
2. Contraintes liées à la production et à la commercialisation des fruits	20
III - Tephritidae.....	22
A) Tephritidae non frugivores	22
1. Bio-écologie	23
1.1. Plantes-hôtes.....	23
1.2. Cycle de développement	24
1.2.1. <i>Accouplement</i>	24
1.2.2. <i>Ponte</i>	24
1.2.3. <i>Développement des stades pré-imaginaux</i>	25
2. Importance économique	25
3. Lutte biologique contre les plantes adventices.....	26
B) Tephritidae frugivores	27
1. Plantes-hôtes.....	28
2. Biologie	31
2.1. Appareil reproducteur.....	31
2.1.1. <i>Appareil reproducteur femelle</i>	31
2.1.2. <i>Appareil reproducteur mâle</i>	32
2.2. Maturité sexuelle	33
2.3. Accouplement.....	34
2.4. Ponte.....	35
2.5. Cycle de développement	37
2.5.1. <i>Œufs et développement embryonnaire</i>	37
2.5.2. <i>Morphologie des différents stades larvaires</i>	38
2.5.3. <i>Activités des différents stades larvaires</i>	39
2.5.3. <i>Facteurs influençant le développement</i>	39
2.5.4. <i>Compétition intra et inter-spécifique</i>	40
2.5.5. <i>Voltinisme</i>	41
3. Importance écologique et économique.....	42

3.1. Effet bénéfique et neutre	42
3.2. Importance économique	42
3.2.1. <i>Impacts de B. dorsalis sur la production fruitière en Afrique</i>	42
3.2.2. <i>Autres espèces nuisibles aux fruits</i>	44
3.2.3. <i>Conséquences des dégâts causés aux fruits</i>	45
4. Méthodes de lutte	47
4.1. Lutte chimique.....	47
4.1.1. <i>Utilisation de pièges à liquide</i>	47
4.1.2. <i>Technique d'annihilation des mâles (TAM) ou piégeage de détection</i>	47
4.2. Utilisation de bio-insecticides	48
4.3. Lutte génétique ou technique de l'insecte stérile (TIS).....	48
4.4. Lutte culturale ou mesures prophylactiques.....	49
4.5. Lutte biologique	49
4.5.1. <i>Utilisation de prédateurs</i>	49
4.5.2. <i>Utilisation de parasitoïdes</i>	50
4.6. Traitement post-récolte	52
4.7. Lutte intégrée.....	53
Conclusion.....	54
CHAPITRE 2 : CADRE ET CONDITIONS DE L'ETUDE.....	55
I – CADRE D'ETUDE	56
1. Zone écologique IV	56
2. Zone écologique V	56
3. Choix des sites de piégeage des espèces de Tephritidae	57
4. Sites d'échantillonnage des fruits.....	59
II – MATERIEL ET METHODES.....	59
1. Matériel vivant	59
1.1. Matériel végétal.....	59
1.2. Matériel animal	60
1.2.1. <i>Elevage de B. dorsalis</i>	60
2. Matériel de piégeage	63
2.1. Piège à sec	63
2.2. Paraphéromones	63
2.3. Insecticide chimique.....	65
3. Conservation des échantillons de Tephritidae.....	65
4. Préparation et montage des larves	66

CHAPITRE 3 : DIVERSITE DES MOUCHES DES FRUITS (DIPTERA : TEPHRITIDAE) ET DE LEURS PARASITOIDES AU SUD DU TOGO..... 67

I. MATERIEL ET METHODES 68

1. Inventaire floristique des différents sites de piégeage..... 68
2. Inventaire des espèces de Tephritidae et de leurs parasitoïdes dans les zones écologiques IV et V 69
 - 2.1. Echantillonnage des fruits 69
 - 2.2. Incubation des fruits 69
 - 2.3. Piégeage des espèces de Tephritidae 69
 - 2.3.1. *Mise en place des pièges* 69
 - 2.3.2. *Collecte de mouches capturées dans les pièges* 70
 - 2.4. Identification des espèces de Tephritidae et de leurs parasitoïdes 70
3. Calcul des indices de diversité et de la prévalence 71
 - 3.1. Diversité alpha (α) 72
 - 3.2. Diversité Bêta (β) 72
 - 3.3. Fluctuation des populations des espèces de Tephritidae dans les zones d'étude 73
4. Calcul du Taux de parasitisme 73

II. RESULTATS 74

1. Diversité spécifique des Tephritidae dans les zones écologiques IV et V 74
 - 1.1. Diversité floristique des différents sites prospectés 74
 - 1.2. Diversité spécifique des Tephritidae 75
 - 1.2.2. *Diversité alpha (α)* 82
 - 1.2.3. *Diversité Bêta (β)* 85
 - 1.2.4. *Efficacité des pièges* 85
 - 1.2.5. *Fluctuation des populations des espèces de mouches des fruits les plus abondantes* 87
2. Relation entre plantes-hôtes, mouches des fruits et parasitoïdes dans les zones écologiques IV et V 88

III – DISCUSSION..... 94

CHAPITRE 4 : BIOLOGIE DE LA REPRODUCTION ET DU DEVELOPPEMENT DE *BACTROCERA DORSALIS* 101

I – MATERIEL ET METHODES 103

1. Détermination de la période et durée d'accouplement..... 103
2. Structure de l'appareil reproducteur mâle et femelle 104
3. Détermination du nombre d'ovarioles des femelles..... 104
4. Evaluation des capacités reproductrices et de développement..... 105
 - 4.1. Evaluation de la fécondité chez les femelles et survie des adultes 105
 - 4.2. Etude de l'influence du substrat de ponte sur la fécondité des femelles..... 105
5. Etude du cycle de développement 106

5.1. Récupération des œufs	106
5.2. Incubation des œufs et développement larvaire	107
5.3. Identification des différents stades larvaires	107
5. 4. Suivi de la nymphose et obtention d'adultes.....	108
6.1. Etablissement de la table de survie et de fertilité	110
6.1.1. Paramètres identiques aux tables de survie et de fertilité.....	110
6.1.2. Paramètres spécifiques à la table de survie	110
6.1.3. Paramètres spécifiques à la table de fertilité.....	111
6.2. Paramètres de croissance.....	111
II - RESULTATS.....	113
1. Accouplement entre les individus mâles et femelles de <i>B. dorsalis</i>	113
1.1. Période d'accouplement	113
1.2. Durée d'accouplement.....	113
2. Organisation des appareils reproducteurs mâle et femelle de <i>B. dorsalis</i>	114
2.1. Appareil reproducteur mâle.....	114
2.2. Appareil reproducteur femelle.....	115
2.2.1. Organisation générale.....	115
2.2.2. Structure de l'ovariole d'une femelle sexuellement mature	116
3. Variation du nombre d'ovarioles dans les ovaires des femelles	117
4. Fécondité des femelles et survie des adultes de <i>B. dorsalis</i>	118
4.1. Comportement de ponte et fécondité chez les femelles	118
4.2. Survie des adultes.....	121
5. Influence du substrat de ponte sur la fécondité des femelles de <i>B. dorsalis</i>	121
6. Cycle de développement de <i>B. dorsalis</i>	123
6.1. Identification des stades larvaires	123
6.1.1. Reconnaissance des stades larvaires grâce aux stigmates	123
6.1.2. Reconnaissance des stades larvaires grâce au squelette céphalo-pharyngien....	123
6.2. Développement et survie des stades pré-imaginaux.....	125
6.3. Sex-ratio	128
7. Paramètres démographiques de <i>B. dorsalis</i>	128
III - DISCUSSION	129
DISCUSSION, CONCLUSION GENERALES ET PERSPECTIVES	134
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	141
ANNEXES.....	177
Annexe 1 : Liste des principales espèces végétales identifiées dans les zones écologiques IV et V	178
Annexe 2 : Répartition des espèces de Tephritidae inventoriées dans les sous-familles, tribus, genres et en fonction du substrat alimentaire des larves	180

Annexe 3 : Relation entre <i>B. dorsalis</i> , les fruits incubés et les différentes localités des zones écologiques IV et V	181
Annexe 4 : Relation entre les Tephritidae frugivores autres que <i>B. dorsalis</i> , les fruits incubés et les différentes localités des zones écologiques IV et V	182
Annexe 5 : Abondance, pourcentage et prévalence (mouches/piège/jour) des différentes espèces de Tephritidae capturées par piégeage dans les différentes localités d'étude	183
Annexe 6 : Relation entre les mouches des fruits, les parasitoïdes, les fruits incubés et les différentes localités des zones écologiques IV et V	184
Annexe 7 : Période et durée d'accouplement des trente couples de <i>B. dorsalis</i>	185
Annexe 8 : Nombre d'ovarioles des ovaires gauche et droit des 100 femelles de <i>B. dorsalis</i> disséquées	185
Annexe 9 : Table de survie de <i>B. dorsalis</i> à partir de 34 femelles élevées sur la mangue à $27,5 \pm 1^{\circ}\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD	188
Annexe 10 : Table de fertilité de <i>B. dorsalis</i> à partir 34 femelles élevées sur la mangue à $27,5 \pm 1^{\circ}\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD	189
Annexe 11 : PUBLICATIONS	190
Annexe 12: COMMUNICATIONS	190

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Différentes zones écologiques	19
Figure 2 : Position taxonomique des genres de Tephritidae frugivores d'importance économique (D'après Norrbom 2000).	28
Figure 3 : Appareil reproducteur femelle de <i>B. tryoni</i>	32
Figure 4 : Appareil reproducteur mâle de <i>B. tryoni</i>	33
Figure 5 : Cycle de développement des mouches des fruits (Exemple de <i>B. dorsalis</i>).....	38
Figure 6 : Répartition géographique de <i>B. dorsalis</i> en Afrique	43
Figure 7 : Diagramme ombrothermique de Kouma-Konda à partir des moyennes (2000-2012) (Zone IV).....	56
Figure 8 : Diagramme ombrothermique de Lomé à partir des moyennes (2000-2012) (Zone V).....	57
Figure 9 : Zones d'étude avec les différents sites de relevés	58
Figure 10 : Mangue de la variété Eldon	60
Figure 11 : Adultes de <i>B. dorsalis</i>	61
Figure 12 : Mangues infestées par les femelles de Tephritidae et en décomposition	61
Figure 13 : Pots d'incubation	62
Figure 14 : Emergents de <i>B. dorsalis</i> dans un pot d'incubation (pointe des flèches)	62
Figure 15 : Cage d'élevage.....	62
Figure 16 : Tephri Trap en vue externe (A) et sans couvercle (B).....	64
Figure 17 : Methyl Eugenol (<i>Dacus dorsalis</i>).....	65
Figure 18 : DDVP.....	65
Figure 19 : Tephri Trap placé sur un manguiier au jardin botanique de l'Université de Lomé.....	70
Figure 20 : Récupération et conservation des espèces de Tephritidae	71
Figure 21 : Corrélation entre le poids des fruits incubés et leur taux d'infestation par les Tephritidae frugivores dans les deux zones d'étude	80
Figure 22 : Proportions en individus de toutes les espèces confondues des différentes familles de parasitoïdes récupérés au cours de l'incubation des fruits échantillonnés dans les zones écologiques IV et V.....	89
Figure 23 : Corrélation entre le taux de parasitisme des parasitoïdes et le taux d'infestation des fruits échantillonnés dans la zone écologique IV.....	92
Figure 24 : Corrélation entre le taux de parasitisme des parasitoïdes et le taux d'infestation des fruits échantillonnés dans la zone écologique V.....	94

Figure 25 : Pot d'isolement des couples de <i>B. dorsalis</i> en accouplement.....	104
Figure 26 : Pots d'élevage contenant chacun une mangue.....	105
Figure 27 : Boîtes de pétri contenant les 3 lamelles de mangue (substrat de ponte).....	106
Figure 28 : Œufs de <i>B. dorsalis</i> (pointe des flèches) sur une lamelle de mangue.....	107
Figure 29 : Support grillagé portant des lamelles de mangue sur lesquelles se reposent les œufs	109
Figure 30 : Fond d'une cage d'élevage ouverte contenant un tuyau translucide et du sable stérilisé	109
Figure 31 : Fond d'une cage d'élevage ouverte contenant le support grillagé reposant sur le tuyau translucide	109
Figure 32 : Verres en plastique protégé par une toile de moustiquaire contenant du sable stérilisé et humidifié.....	110
Figure 33 : Posture d'accouplement chez <i>B. dorsalis</i>	113
Figure 34 : Appareil reproducteur mâle de <i>B. dorsalis</i>	114
Figure 35 : Appareil reproducteur femelle de <i>B. dorsalis</i>	115
Figure 36 : Appareil reproducteur femelle de <i>B. dorsalis</i> montrant les germarium des différents ovarioles de l'ovaire gauche séparés les uns des autres.....	116
Figure 37 : Ovaire gauche étalé de <i>B. dorsalis</i> (A) avec les détails d'un ovariole (B).....	117
Figure 38 : Posture de ponte d'une femelle de <i>B. dorsalis</i> au niveau d'une blessure (pointe de flèche) de mangue	118
Figure 39 : Œufs (pointes des flèches) de <i>B. dorsalis</i> dans la pulpe de mangue.....	119
Figure 40 : Fécondité journalière moyenne et pourcentage de femelles pondeuses (n = 34) de <i>B. dorsalis</i> sur la mangue en fonction de l'âge à $27,5 \pm 1^{\circ}\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD	120
Figure 41 : Pourcentage des adultes (n= 34) de <i>B. dorsalis</i> survivants (— femelle ; ——— mâle), en fonction de l'âge à $27,5 \pm 1^{\circ}\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.....	122
Figure 42 : Variation journalière de pontes des femelles (n = 34) de <i>B. dorsalis</i> entre le 12ème et le 21ème jour en présence ou absence de mangue juste après leur émergence à $27,5 \pm 1^{\circ}\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.....	123
Figure 43 : Stigmates chez les stades larvaires de <i>B. dorsalis</i>	124
Figure 44 : Squelette céphalo-pharyngien des différents stades larvaires de <i>B. dorsalis</i>	125
Figure 45 : Stades pré-imaginaux de <i>B. dorsalis</i>	126

LISTE DES PLANCHES

Planche 1 : Espèces appartenant aux genres <i>Aethiothemara</i> , <i>Bactrocera</i> , <i>Carpophthoromyia</i> , <i>Celidodacus</i> , <i>Conradtina</i> et <i>Trirhithrum</i> inventoriées dans les zones écologique IV et V.....	76
Planche 2 : Espèces du genre <i>Ceratitis</i> recensées dans les zones écologiques IV et V	77
Planche 3 : Espèces du genre <i>Dacus</i> identifiées dans les zones écologiques IV et V.....	78
Planche 4 : Espèces de parasitoïdes appartenant aux familles des Braconidae (A-C) et Chalcididae (D)	90
Planche 5 : Espèces de parasitoïdes appartenant aux familles des Diapriidae (A et B), Figitidae (C et D), Pteromalidae (E et F) et Eulophidae (G).....	91

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Quantité de fruits frais (tous les fruits confondus) produite dans les différentes préfectures en 1996 au Togo (Source : Direction des Statistiques de l'Information et de la Documentation).....	21
Tableau 2 : Fluctuation des quantités de quelques fruits exportés par le Togo de 2000 à 2007 (Source : Direction Générale de la Statistique et de la Comptabilité Nationale).....	22
Tableau 3 : Aire de répartition de quelques familles de plantes associées à <i>B. dorsalis</i> en Afrique	30
Tableau 4 : Interceptions de lots de mangues infestées par les mouches des fruits en provenance d'Afrique (Guichard, 2009a, 2009b)	46
Tableau 5 : Quelques parasitoïdes exotiques de la sous-famille des Opiinae utilisés en lutte biologique contre les mouches des fruits	51
Tableau 6 : Quelques espèces de parasitoïdes indigènes associés aux mouches des fruits	53
Tableau 7 : Coordonnées géographiques et altitude des différents sites de collecte de fruits	59
Tableau 8 : Fruits échantillonnés dans l'ensemble des zones écologiques IV et V et incubés au laboratoire.....	79
Tableau 9 : Proportions des espèces de Tephritidae frugivores émergées de l'ensemble des fruits échantillonnés dans les zones écologiques IV et V et incubés au laboratoire	80
Tableau 10 : Différents indices de diversité des différents sites prospectés dans les zones écologiques IV et V en fonction des résultats du piégeage.....	84
Tableau 11 : Similarité entre les différents sites prospectés dans les zones écologiques IV et V	85

Tableau 12 : Pourcentage des différentes espèces de Tephritidae capturées par les différents pièges à paraphéromones dans les deux zones écologiques confondues	86
Tableau 13 : Fluctuation de la prévalence (mouches/piège/jour) des espèces de Tephritidae les plus abondantes et capturées par piégeage dans la zone écologique V de juin 2008 à février 2009	88
Tableau 14 : Fluctuation de la prévalence (mouches/piège/jour) des espèces de Tephritidae les plus abondantes et capturées par piégeage dans la zone écologique IV d'octobre 2009 à mai 2010.....	88
Tableau 15 : Proportions des individus des différentes espèces de parasitoïdes émergées de l'ensemble des fruits collectés dans les zones écologique IV et V et incubés au laboratoire..	89
Tableau 16 : Périodes et durée des accouplements chez la souche sauvage de <i>B. dorsalis</i> à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12:12 L:D (n = 30 femelles)	114
Tableau 17 : Variation du nombre d'ovarioles des ovaires gauche et droit et par ovaire des femelles de <i>B. dorsalis</i> élevées sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ RH ; 12 : 12h LD.	117
Tableau 18 : Fécondité moyenne et nombre moyen de piqûres observées chez les femelles (n = 34) de <i>B. dorsalis</i> élevées sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.....	119
Tableau 19 : Nombre d'œufs pondus entre le 12 ^{ème} et le 21 ^{ème} jour par les femelles (n = 34) de <i>B. dorsalis</i> en présence ou absence de mangue juste après leur émergence à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.	122
Tableau 20 : Pourcentage des différents stades pré-imaginaux de <i>B. dorsalis</i> au cours du développement à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.....	126
Tableau 21 : Durée moyenne de développement et taux moyen de survie des stades pré-imaginaux de <i>B. dorsalis</i> élevé sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.	127
Tableau 22 : Paramètres de croissance de <i>B. dorsalis</i> élevée sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.	128

Résumé

Les mouches des fruits (Diptera : Tephritidae) sont une contrainte majeure pour la production et la commercialisation des fruits dans les pays d'Afrique tropicale et sub-tropicale. Il est par conséquent nécessaire de réduire leurs populations en dessous des seuils économiques de nuisibilité pour renforcer les systèmes de production de ces pays. Dans cette perspective, un inventaire et un suivi des captures de Tephritidae ont été réalisés dans les zones écologiques V (zone savanicole avec quelques reliques de forêts) et IV (zone forestière et productrice de fruits) du Togo grâce aux pièges à paraphéromones et des incubations de fruits de leurs hôtes potentiels. Un total de 35 espèces de Tephritidae a été recensé : 20 espèces dans la zone écologique V et 28 dans la zone écologique IV. Parmi ces espèces, deux sont allogènes (*Bactrocera dorsalis* Hendel et *Bactrocera cucurbitae* Coquillett) et 13 ont été retrouvées dans les deux zones. Les indices de diversité en Tephritidae des zones d'étude sont faibles. Seul *B. dorsalis* domine dans ces zones. L'identification des mouches émergées des fruits a révélé la présence effective de 11 espèces de mouches appartenant aux genres *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Dacus* et *Trirhithrum*. *B. dorsalis* a été retrouvé sur 17 des 25 plantes-hôtes identifiées dans les deux zones. Le suivi des captures des différentes espèces de mouches inventoriées montre que *B. dorsalis* est l'espèce la plus importante numériquement. Sa période de prolifération coïncide avec la maturation des mangues et la saison pluvieuse. En conséquence, *B. dorsalis* constitue l'espèce d'importance économique majeure au Togo. L'inventaire des ennemis naturels associés aux Tephritidae frugivores dans les zones écologiques IV et V a permis de recenser 9 espèces d'hyménoptères parasitoïdes indigènes. Les 9 espèces de parasitoïdes sont présentes dans la zone écologique IV ; alors que 7 sont observées dans la zone écologique V. Ces parasitoïdes sont associés à 8 espèces de mouches appartenant aux genres *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Dacus* et *Trirhithrum*. L'espèce de parasitoïde *Trichopria* sp. de la famille des Diapriidae est la plus abondante numériquement. Toutefois, les Braconidae (*Diachasmimorpha fullawayi* Silvestri, *Fopius caudatus* Szépligeti et *Asobara* sp.), les Figitidae (*Aganaspis* sp.), les Pteromalidae (*Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani et *Spalangia* sp.), les Eulophidae (*Tetrastichus giffardianus* Silvestri) et les Chalcididae (*Dirhinus giffardii* Silvestri) ont des effectifs relativement faibles. En général, le taux de parasitisme des différentes espèces de parasitoïdes identifiées dans les deux zones écologiques est compris entre 0,61 et 40%. L'étude de la biologie de reproduction et du développement de *B. dorsalis* en présence de la mangue, montre que les femelles possèdent 41 ovarioles par ovaire. La fécondité et le taux de fertilité sont respectivement $535,74 \pm 235,70$ œufs et $92,67 \pm 4,68\%$. La durée totale de développement est de $21,71 \pm 0,99$ jours. Les durées d'incubation des œufs, de développement larvaire et de nymphose sont respectivement de $1,28 \pm 0,02$ jour, de $11,35 \pm 1,13$ jours et de $9,37 \pm 0,19$ jours. Seul $68,50 \pm 5,13\%$ des œufs ont donné des adultes avec un sex-ratio de $1 \pm 0,20$. Les mâles ont une durée de vie de $55,03 \pm 30,75$ jours alors que les femelles ont vécu $51,94 \pm 21,03$ jours. Les taux reproductif net et d'accroissement intrinsèque sont respectivement 98,50 femelles/femelle et 10% par jour. De même, le temps de génération est de 45,635 jours ; alors que celui de doublement de la population est de 6,891 jours. Les résultats obtenus au cours de nos travaux constituent une base pour l'étude des interactions entre *B. dorsalis*, espèce d'importance économique identifiée au sud du Togo, et les parasitoïdes qui lui sont associés dans une perspective de lutte biologique vis-à-vis du ravageur.

Mots clés : mangue, *Bactrocera dorsalis*, zone forestière, zone savanicole, inventaire, Tephritidae, suivi du piégeage des adultes, incubation des fruits, bio-écologie, parasitoïdes.

Abstract

Fruit flies (Diptera: Tephritidae) are among the major constraints for the production and the distribution of fruits in tropical and sub-tropical areas of Africa. In order to strengthen fruit production in these areas, it is imperative to reduce fruit flies population under Economic Injury Level (E.I.L.). To manage the populations of fruit flies, an inventory and a capture's follow up of Tephritidae were carried out in two ecological zones of Togo. Parapheromone traps and various fruit incubations provided fly sampling and identification with their potential hosts in the surveyed zones. A total of 35 species of Tephritidae was identified: 20 species from the Guinean savanna zone (ecological zone V) and 28 from Forest zone (ecological zone IV). Among the 35 species recorded, 2 were invasive exotic species (*Bactrocera dorsalis* Hendel and *Bactrocera cucurbitae* Coquillett) and 13 were common for the two ecological zones. Diversity index of the 2 zones were low. Only *B. dorsalis* dominated in these areas. The identification of flies after fruits incubation revealed the presence of 11 species belonging to *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Dacus* and *Trirhithrum* genera. Among the 25 infested host plants, *B. dorsalis* was recovered from 17. The survey of species showed that *B. dorsalis* was the most numerous species. Its proliferation time coincided with mango maturation period. Consequently, *B. dorsalis* is the most important species of economic significance in Togo. Nine species of native parasitoids wasp which are natural enemies associated with frugivorous Tephritidae in the survey areas were recorded. All of the 9 parasitoids species were present in the ecological zone IV; while 7 were observed in the ecological zone V. These parasitoids were associated with 8 fly species belonging to the genera *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Dacus* and *Trirhithrum*. The parasitoid *Trichopria* sp. belonging to the Diapriidae family was the numerous species. However, the numbers of Braconidae (*Diachasmimorpha fullawayi* Silvestri, *Fopius caudatus* Szépligeti and *Asobara* sp.), Figitidae (*Aganaspis* sp.), Pteromalidae (*Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani and *Spalangia* sp.), Eulophidae (*Tetrastichus giffardianus* Silvestri) and Chalcididae (*Dirhinus giffardii* Silvestri) species were low. In general, the parasitism rate of these species varied from 0.61 to 40% in the two ecological zones. Reproduction and development studies of *B. dorsalis* on mango showed that females have 41 ovarioles per ovary. Fecundity and fertility rates were respectively 535.74 ± 235.70 eggs and $92.67 \pm 4.68\%$. The total mean development time was 21.71 ± 0.99 . Egg incubation, larval development and pupation periods were respectively 1.28 ± 0.02 , 11.35 ± 1.13 and 9.37 ± 0.19 days. About $68.50 \pm 5.13\%$ of the eggs gave adults with a sex ratio of 1 ± 0.20 . Life expectancy after pupal eclosion was 55.03 ± 30.75 days for males and 51.94 ± 21.03 for females. Net reproductive rate and intrinsic rate of population increase were respectively 98.50 females per female and 10% per day. Likewise, the mean of generation time and the doubling time of population were respectively 45.635 and 6.891 days. Our results are useful for assessment of demographic parameters of parasitoids of *B. dorsalis*, which is the most important species of economic significance in southern Togo.

Key words: mango, *Bactrocera dorsalis*, Forest zone, Guinean savanna zone, sampling, Tephritidae, monitoring of adult trapping, fruit incubations, bio-ecology, parasitoids.

INTRODUCTION GENERALE

La production mondiale des fruits est en plein essor ces 30 dernières années (Barat, 2012). Malheureusement, cette production est menacée car les plantes fruitières sont sujettes à des attaques d'insectes. Parmi les insectes ravageurs des fruits, figurent les cochenilles à l'instar de la cochenille farineuse du papayer (*Paracoccus marginatus* Williams et Granara de Willink) qui peuvent s'attaquer aux papayes (*Carica papaya* L., Caricaceae), agrumes, mangues (*Mangifera indica* L., Anacardiaceae), goyaves (*Psidium guajava* L., Myrtaceae) (PIP/COLEACP, 2013) ; les Curculionidae notamment *Sternochetus mangiferae* Fabricius dont les larves se développent dans le noyau de la mangue (De Roffignac *et al.*, 2007) ; les Lépidoptères comme *Thaumatotibia leucotreta* Meyrick qui infeste les *Citrus* et avocats (*Persea americana* Mill., Lauraceae) (Stibick, 2006) ; mais surtout les Diptères de la famille des Tephritidae qui sont inféodés aux mangues, goyaves et agrumes (White et Elson-Harris, 1992 ; Umeh *et al.*, 2004 ; Vayssières *et al.*, 2010a).

Le plus important problème au niveau entomologique reste celui causé par les Tephritidae frugivores ou mouches des fruits. Les dégâts sur les fruits charnus sont causés par les femelles gravides qui les piquent pour y déposer leurs œufs. Le développement larvaire de ces Tephritidae entraîne la chute précoce des fruits, la baisse sensible du rendement, de la qualité et l'apparition des pathogènes (Gaby, 1988). Le taux d'infestation des fruits en fonction des localités et saison varie entre 5 et 100% (Adebayor et Akinbola, 2014). Ce taux d'infestation des fruits est considéré comme étant la principale contrainte pour la production et l'exportation des fruits de qualité des régions sub-tropicales (Lux, 1999).

Bactrocera dorsalis Hendel et *Ceratitidis cosyra* Walker sont les deux espèces les plus nuisibles pour la mangue en Afrique de l'Ouest (CTA, 2007). Cette même source affirme que suite à leurs attaques, les pertes à la récolte limitées à 10% en début de campagne peuvent s'élever à 80% en fin de campagne. Les mouches des fruits étant classées « insectes de quarantaine », tout container en provenance d'Afrique contenant un fruit piqué est intercepté, saisi et détruit par incinération dans les ports et aéroports européens (CTA, 2007 ; Pouillès-Duplaix, 2008), causant ainsi un grave préjudice économique aux exportateurs. En 2006, 23 chargements de mangues en provenance de l'Afrique de l'Ouest (Côte d'Ivoire, Sénégal, Mali, Burkina Faso) ont été reconnus contaminés et ont dû être détruits à raison de 30 000 Euros par container (Pouillès-Duplaix, 2007).

Face à cette situation, des tentatives de contrôle des populations de ces mouches grâce aux insecticides chimiques tels que le malathion et le bifenthrine (CTA, 2007) ont été effectives. De même, l'usage des insecticides biologiques comme le Success Appat et le *Metarhizium anisopliae* (Ekesi *et al.*, 2011) a permis la gestion des populations de ces

ravageurs. L'utilisation d'un prédateur *Oecophylla longinoda* Latreille (Hymenoptera : Formicidae) et d'un parasitoïde *Fopius arisanus* Sonan (Hymenoptera : Braconidae) en lutte biologique contre *B. dorsalis* a été mise en exergue respectivement au Bénin (Van Mel *et al.*, 2007) et au Kenya (Ekesi et Mohamed, 2010). Des études sur l'irradiation des mâles de *Ceratitis capitata* Wiedemann et de *B. dorsalis*, dans le but de lutter génétiquement contre ces carpophages, ont été effectués respectivement en Tunisie (M'Saad Guerfali *et al.*, 2011) et au Ghane (Ogaugwu *et al.*, 2012). D'autres méthodes comme le piégeage grâce aux paraphéromones et appâts alimentaires au Mali (Vayssières *et al.*, 2004) et en Tunisie (Jemâa *et al.*, 2010), la prophylaxie en Guinée-Bissau (Zakari-Moussa *et al.*, 2014) ont été également utilisées pour gérer les populations de ces déprédateurs de fruits. Malgré ces différentes méthodes de lutte, ces mouches d'importance économique demeurent toujours la majeure contrainte pour la production et l'exportation des fruits sains des régions sub-tropicales.

Au Togo, la production fruitière est encore à l'état de cueillette (FAO-TOGO, 2010). Le taux d'exportation des fruits est faible et ne prend en compte qu'une infime partie de la production (Kossi, 2013). La plus grande partie de ces fruits pourrissent sur les étallages et dans les champs ou vergers pour cause de conservation et surtout d'attaques de ravageurs à l'instar des mouches des fruits. En effet, nos enquêtes préliminaires effectuées dans la zone de production de fruits (Kpalimé) ont révélé que certains producteurs ont délaissé leurs vergers de manguiers, d'orangers (*Citrus sinensis* Osbeck, Rutaceae) et de mandariniers (*Citrus reticulata* Blanco, Rutaceae) et d'autres ont coupé leurs arbres fruitiers à cause des dommages causés aux fruits par les Tephritidae frugivores. Ces dommages causés aux fruits font baisser leurs rendements et surtout leur valeur marchande. Ceci se traduit par des interceptions de fruits en provenance du Togo dans les ports et aéroports européens (Guichard, 2009a). Les mouches des fruits remettent donc en question les succès commerciaux amorcés dans la filière fruit au Togo.

Très peu de données bio-écologiques sur les mouches des fruits du Togo et leurs ennemis naturels sont disponibles et aucune stratégie de lutte n'a été mise en place et appliquée comme au Mali (Vayssières *et al.*, 2004) et au Sénégal (Ndiaye *et al.*, 2007) où, des essais de lutte contre les mouches des fruits dans les vergers de manguiers ont été effectués. De même, des techniques de gestion des populations des ces mouches ont été élaborées au Sénégal (Ndiaye et Dabo, 2007) et au Bénin (Vayssières *et al.*, 2009a). L'élaboration et l'application d'une méthode de gestion des populations des Tephritidae carpophages nécessite l'évaluation de la diversité spécifique et l'étude de la biologie et l'éthologie de ces Tephritidae

frugivores d'importance économique au Togo. De même, il est important de déterminer la spécificité parasitaire de leurs ennemis naturels.

L'objectif de cette recherche est de disposer des paramètres bio-écologiques des Tephritidae dans une perspective de mise en place d'une méthode de lutte optimale pour réduire significativement les pertes occasionnées par les Tephritidae frugivores d'importance économique. Plus spécifiquement, il s'agit :

- d'inventorier les différentes espèces de Tephritidae et leurs plantes-hôtes dans deux zones écologiques du Togo ;
- d'identifier les parasitoïdes associés à ces Tephritidae dans les différentes zones écologiques considérées ;
- de déterminer les principaux paramètres démographiques des espèces de Tephritidae frugivores d'importance économique identifiées dans les zones écologiques prospectées.

Après avoir présenté une revue bibliographique sur la bio-écologie des Tephritidae et les différentes méthodes de lutte contre les espèces d'importance économique de cette famille, nous avons :

- défini le cadre et les conditions de l'étude ;
- analysé la diversité des Tephritidae et de leurs ennemis naturels au sud du Togo ;
- étudié la biologie de la reproduction et du développement de *B. dorsalis*.

CHAPITRE 1 : REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I – Zones écologiques du Togo et la production des fruits

Le Togo est subdivisé en 5 zones écologiques (Figure 1) (Ern, 1979 ; Brunel *et al.*, 1984) :

- la zone écologique I constitue la zone des plaines du nord et est essentiellement dominée par les savanes soudaniennes. Des forêts sèches à *Anogeissus*, des forêts galeries, des prairies et de vastes domaines agro-forestiers sont également présentes. Le manguier est le fruitier le plus cultivé dans cette zone ;
- la zone écologique II correspond à la branche nord des monts du Togo. C'est le domaine de mosaïques savane-forêt claire à *Isobertinia doka* et de forêts denses sèches. Le manguier est également le plus cultivé ;
- la zone écologique III s'étend sur toute la plaine du centre. La végétation caractéristique de cette zone est la savane guinéenne entrecoupée par de vastes étendus de forêts sèches. Dans cette zone, la mangue et les agrumes sont les plus cultivés ;
- la zone écologique IV correspond à la zone méridionale des monts Togo. Elle constitue le domaine actuel de véritables forêts denses semi-décidues et la zone de production fruitière au Togo. On y trouve la mangue, l'ananas, les agrumes, la banane, l'avocat et les cultures de rentes à l'instar du café et du cacao ;
- la zone écologique V représente la plaine côtière et présente des formations végétales très dégradées. Il s'agit d'une mosaïque d'îlots forestiers disparates, de savanes très anthropisées, de fourrés littoraux, de prairies halophiles ou marécageuses, de mangroves, de jachères et de cultures. Dans cette zone s'observe le plus souvent des fruitiers de case et quelques vergers de manguiers et d'agrumes.

II – La filière fruitière au Togo

1. Production et exportation des fruits

La production fruitière au Togo est dominée par le système d'exploitation traditionnel. Parmi les 5 régions économiques, les régions des Savanes, Centrale et des Plateaux constituent les zones de forte production fruitière (Gaillard, 1981).

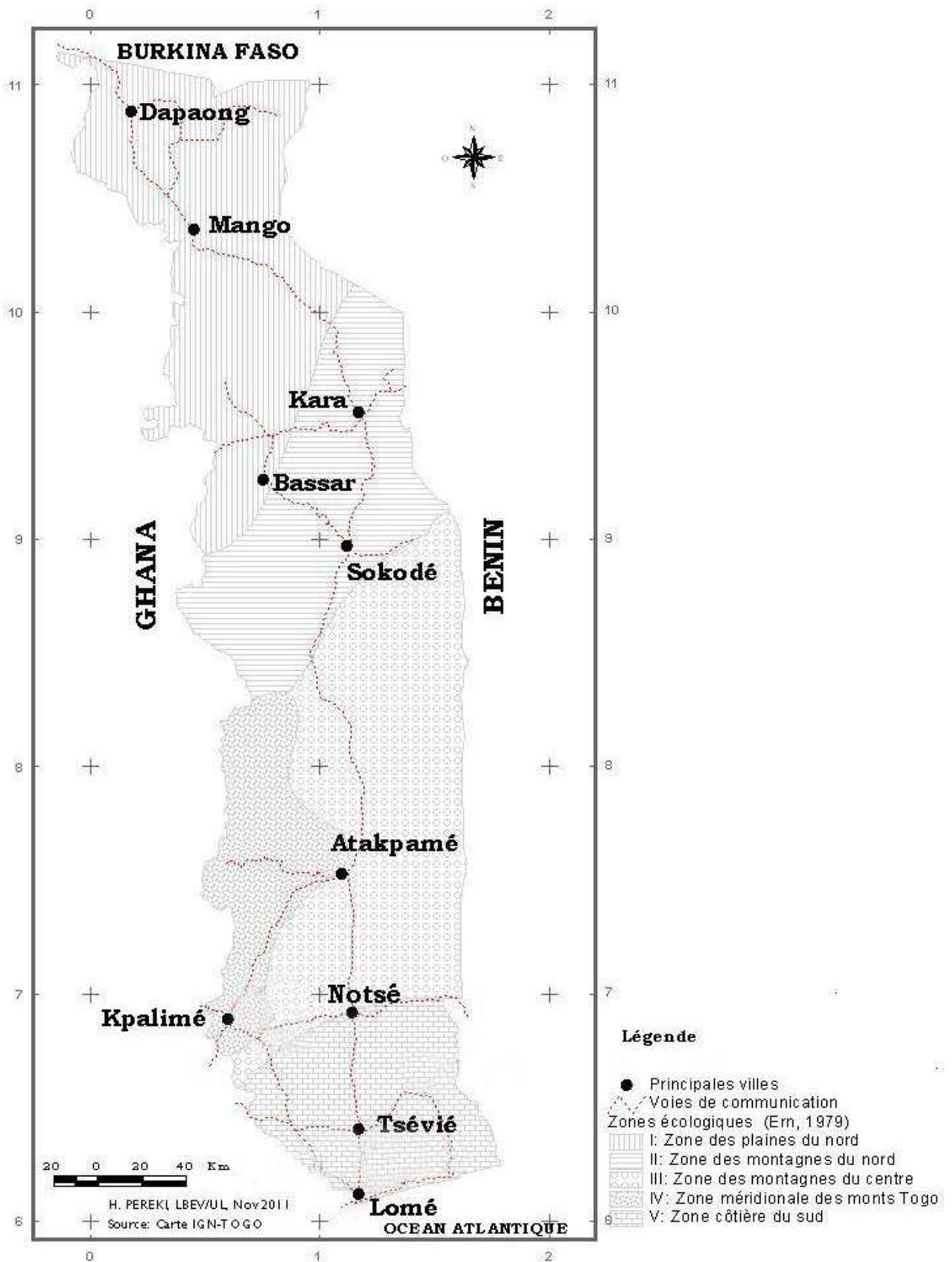


Figure 1 : Différentes zones écologiques

Très peu de données sur la production de fruits frais des différentes régions économiques sont disponibles. Les seules statistiques disponibles jusqu'à ce jour proviennent du recensement des produits agricoles de 1996 (Tableau 1). Toutefois, ces statistiques ne sont pas exhaustives.

Selon EUROSTAT (2012), le taux d'exportation des fruits frais à l'instar de la mangue au Togo est très faible comparativement aux autres pays de la sous-région tels que la Côte d'Ivoire, le Burkina Faso, le Sénégal et le Mali. Les données statistiques liées à l'exportation des fruits au Togo sont presque inexistantes auprès des services compétents. Les quelques données disponibles sont également incomplètes (Tableau 2).

2. Contraintes liées à la production et à la commercialisation des fruits

La création de la Société nationale pour le développement de la culture fruitière (TOGOFRUIT) en 1971 au Togo, a permis de promouvoir la production des jus de fruits, de marmelades et de sirops pendant quelques années. Cependant, depuis la dissolution de cette société en 1982, la filière fruitière est confrontée à de multiples problèmes empêchant ainsi son essor. En effet, cette filière ne bénéficie d'aucun appui des services agricoles et est laissée à elle-même (FAO-TOGO, 2010). Etant mal organisée, la filière ne permet pas la mise en place de nouvelles structures de conservation et de transformation. Hormis, les essais de transformation des fruits en jus, marmelades et sirops par l'Institut Togolaise de Recherche Agronomique (ITRA) et la production de mangues et ananas séchés par quelques ONGs à l'instar du Groupement d'Intérêt Economique (GIE) à Kpalimé ; aucune action n'est mise en œuvre pour mieux structurer le secteur (ITRA, communication personnelle). La difficulté majeure à laquelle la filière fruitière est confrontée demeure l'attaque des fruits par les Tephritidae, qui les endommagent, entraînant par conséquent la baisse des rendements et celle des revenus des producteurs.

Tableau 1 : Quantité de fruits frais (tous les fruits confondus) produite dans les différentes préfectures en 1996 au Togo (Source : Direction des Statistiques de l'Information et de la Documentation)

Régions	Préfectures	Superficie cultivée (ha)	Production (kg)
Maritime	Golfe	918	10860530
	Lacs	410	4257127
	Afangnan	–	–
	Vo	205	2182440
	Yoto	242	1702069
	Zio	726	11068193
	Ave	69	745585
Plateaux	Ogou	30,1	443212
	Est-Mono	0,5	10098
	Moyen-Mono	0,1	1659
	Haho	3,5	44552
	Agou	0,2	3410
	Kloto	12,48	268655
	Kpele-Akata	–	–
	Danyi	253	7950705
	Amou	16,1189	255042
	Wawa	10,1375	180767
Centrale	Akébou	–	–
	Tchaoudjo	9,2486	140329
	Tchamba	10,9415	181432
	Sotouboua	4,7994	62473
Kara	Blitta	20,4538	210323
	Kozah	13	172724
	Binah	1,4	17042
	Assoli	12,56	233340
	Bassar	5	65590
	Dankpen	0,14	1268
	Doufelgou	3,91	47234
Savanes	Kéran	1,1	7515
	Tone	96,93	1554201
	Cinkasse	–	–
	Kpendjal	93	1875910
	Tandjoare	–	–
Oti	53	983449	

Tableau 2 : Fluctuation des quantités de quelques fruits exportés par le Togo de 2000 à 2007
(Source : Direction Générale de la Statistique et de la Comptabilité Nationale)

Fruits (Poids en Kg)	Années							
	2000	2001	2002	2003	2004	2005	2006	2007
Ananas, frais ou secs	107500	298715	161 000	66620	101234	46 808	8901	8752
Goyaves, Mangues	–	–	11100	–	–	1759	32008	44690

III - Tephritidae

La famille des Tephritidae (Muscomorpha : Tephritoidea) est l'une des grandes familles de l'ordre des Diptères avec environ 4200 espèces décrites dans presque 500 genres (Foote *et al.*, 1993). Les Tephritidae se retrouvent dans les régions tempérées, tropicales et subtropicales avec la plus grande diversité au niveau des tropiques (Hardy, 1977 ; Cogan et Munro, 1983 ; Hancock, 1986 ; White, 1988 ; Hardy et Foote, 1989; Foote *et al.*, 1993). Presque toutes les espèces de cette famille sont phytophages (Karimpour, 2011). Les Tephritidae sont constitués de 6 sous-familles (Blepharoneurinae, Tachiniscinae, Tephritinae, Trypetinae, Phytalmiinae et Dacinae) (Norrbom, 2000) subdivisés en deux groupes majeurs basés principalement sur le substrat alimentaire des larves (Zwölfer, 1983) : les non frugivores et les frugivores.

Après avoir présenté la bio-écologie des Tephritidae non frugivores, nous avons fait ressortir leur importance économique et leur utilité dans le contrôle des plantes adventives. Ensuite, l'analyse de l'importance économique des Tephritidae frugivores est effectuée suite à l'examen de leur bio-écologie. Enfin, les différentes méthodes de gestion des populations de ces Tephritidae frugivores sont mises en exergue.

A) Tephritidae non frugivores

Les Tephritidae non frugivores regroupent les espèces dont le substrat alimentaire des larves est constitué des parties de plantes autres que les fruits charnus (Zwölfer, 1983). Ces espèces se développent aux dépens des fleurs, feuilles, tiges, racines ou bois en décomposition. Elles appartiennent principalement à la sous-famille des Tephritinae qui est la plus diversifiée (environ 40%) de la famille des Tephritidae (Zwölfer 1983 ; White, 1988 ; White et Elson-Harris, 1992 ; Foote *et al.*, 1993). Cette sous-famille comprend environ 1800 espèces réparties dans presque 200 genres (Foote et Steyskal, 1987 ; White et Elson-Harris, 1992 ; Foote *et al.*, 1993). Seule une minorité des Tephritidae non frugivores appartient à la

sous-famille des Dacinae (Gastrozonini) et des Phytalmiinae (Acanthonevrini et Phytalmiini) (White et Elson-Harris, 1992 ; Kovac *et al.*, 2005 ; Kovac *et al.*, 2013).

1. Bio-écologie

1.1. Plantes-hôtes

Les Tephritinae sont inféodés aux Asteraceae (Freidberg et Kugler, 1989 ; White et Elson-Harris, 1992 ; Headrick et Goeden, 1998 ; Korneyev, 2000) à l'exception des espèces de la tribu des Tephrellini qui sont associées aux Acanthaceae, Lamiaceae et Verbenaceae (White et Elson-Harris, 1992). Les Asteraceae constituent la plus grande famille de plantes avec environ 23000 espèces regroupées dans presque 1535 genres et 17 tribus (Bremer, 1994). Selon ce même auteur, les espèces de cette famille sont des herbes, des ligneux, des arbrisseaux caractérisés par la présence de capitules qui sont constitués d'un ensemble de petites fleurs (fleurons) insérées sur un support commun. Les Tephritidae non frugivores associés aux Asteraceae, infestent les fleurs (capitules), se développent aux dépens des bourgeons foliaires et forment des galles sur les tissus végétaux aériens et souterrains des plantes (Zwölfer, 1965, 1983 ; White, 1988 ; Headrick et Goeden, 1991 ; Foote *et al.*, 1993 ; Goeden *et al.*, 1995a ; Goeden et Teerink, 1997a). Les larves de ces mouches se développant sur les parties des plantes précitées peuvent influencer directement sur les capacités compétitives des populations de leurs hôtes. Ces espèces de mouches utilisent largement les tissus de jeunes plants en développement qui ont une durée de vie relativement longue. Ceci explique, la longue durée de contact entre ces parasites et les différentes parties de leurs hôtes (Zwölfer, 1983).

En fonction de la gamme d'hôtes infestés (Asteraceae), Goeden (1985 et 1992), regroupe les Tephritidae non frugivores en :

- généralistes qui s'attaquent à plusieurs espèces de plantes-hôtes appartenant à plusieurs genres et tribus. *Acanthiophilus helianthi* Rossi infeste presque toutes les espèces de la tribu des Cardueae (Karimpour, 2011) ;
- oligophages qui infestent plusieurs espèces de plantes appartenant à plus d'un genre. *Chaetostomella cylindrica* Robineau-Desvoidy est très oligophage et est associé aux "chardons" (Knio *et al.*, 2002) ;
- monophages qui sont inféodés à une ou plusieurs espèces de plantes n'appartenant qu'à un seul genre. *Urophora sirunaseva* Hering infeste uniquement *Centaurea solstitialis* L. et *Centaurea idaea* Boiss. et Heldr. (Karimpour, 2011).

1.2. Cycle de développement

1.2.1. Accouplement

Headrick et Goeden (2000) ont décrit le comportement d'accouplement chez les espèces du genre *Procecidochares* (Cecidocharini : Tephritinae : Tephritidae). En général, les mâles poursuivent les femelles avec ou sans mouvement alaire pour l'accouplement. Lorsqu'un mâle arrive à monter une femelle, il la saisit au niveau de l'abdomen proche du thorax grâce à ses pattes antérieures. Cependant, les pattes moyennes du mâle saisissent la femelle au niveau de la base de l'ovipositeur ; alors que les pattes postérieures restent replier sous l'ovipositeur et l'abdomen. Les pattes postérieures ont pour rôle de tirer l'apex de l'aculeus dans l'épandrium du mâle et de frapper de façon asynchrone l'ovipositeur et les sternites postérieurs de l'abdomen de la femelle. La femelle réceptive au mâle, enfonce son aculeus à travers les voies génitales mâles. Une fois ce dernier saisi par l'armature génital mâle, le phallus ou l'édéage est introduit dans l'orifice anal de la femelle qui est ouvert. Dans cette position dite copulatoire, les pattes antérieures du mâle embrassent l'abdomen de la femelle près du thorax, les pattes moyennes fixent l'oviscape à sa base et les pattes postérieures restent généralement sur le substratum et frappe de façon intermittente la partie ventrale de l'abdomen de la femelle lorsqu'elle s'agite. L'accouplement peut durer entre 0,5 et 5 heures.

Contrairement au genre *Procecidochares*, les mâles des espèces du genre *Goedenia* (Myopitini : Tephritinae : Tephritidae) à l'instar de *Goedenia timberlakei* Blanc et Foote qui tentent de s'accoupler les femelles, présentent une distension des pleures abdominales sans interactions comportementales préalables entre les deux sexes (Goeden *et al.*, 1995b). Les mouvements rapides des mâles orientés de gauche à droite font partie intégrante du comportement d'induction de l'accouplement. Les mâles doivent également surmonter la logistique de l'accouplement (difficultés liés à l'accouplement) avec les femelles qui ont exceptionnellement un ovipositeur long par rapport aux autres espèces de la sous-famille des Tephritinae. Chez cette espèce l'accouplement a une durée de 1 à 1,5 heure (Goeden *et al.*, 1995b).

1.2.2. Ponte

Après l'accouplement, les femelles gravides piquent les tissus de leurs hôtes grâce à leur ovipositeur pour accéder à la zone de dépôt des œufs. La plupart des sites de ponte sont communément constitués des fleurs (capitules), feuilles, graines, tiges, branches, racines ou rhizomes (Zwölfer, 1983 ; Headrick et Goeden, 1998). Les espèces infestant les capitules se

développent aux dépens des fleurons, ovules, akènes et/ou des tissus du réceptacle (Headrick et Goeden, 1998). Les femelles préfèrent pondre à l'intérieur ou près des organes de plantes (capitules, bourgeons) constitués de tissus nouvellement formés car la piqûre de ces derniers produit moins de résine ou de latex. Cette résine ou latex peut empêcher la femelle d'achever le processus de ponte, l'éclosion des œufs ou compromettre la respiration des œufs (Berube, 1978 ; Knio *et al.*, 1996). La femelle pond soit 1 œuf ou soit des paquets de 2-16 œufs par piqûre (Headrick et Goeden, 1998) avec un nombre total d'œufs variant entre 50 et 150 (Zwölfer, 1983).

1.2.3. Développement des stades pré-imaginaux

Après incubation et éclosion des œufs, trois stades larvaires sont observés à l'exception de *Urophora jaceana* Hering et *Urophora cardui* L. (Varley, 1937) chez qui, le premier stade larvaire reste dans l'œuf et n'émerge qu'après la première mue larvaire pour donner le second stade larvaire. La durée de développement larvaire est comprise entre 20 à 40 jours (Zwölfer, 1983). Selon ce même auteur, la larve de troisième stade ou la nymphe, en règle générale, hiverne dans leur plante-hôte. La durée du troisième stade larvaire est la plus longue et peut constituer la plus longue étape de vie pour les espèces qui hivernent dans leur hôte. Cependant, pour les espèces du genre *Aciurina* et *Procecidochares*, c'est plutôt la durée de développement du premier stade larvaire qui est la plus longue car ce stade hiverne dans les galles en formation (Green *et al.*, 1993 ; Goeden et Teerink, 1996a, 1996b, 1997b ; Headrick *et al.*, 1997).

Les Tephritidae non frugivores étant surtout univoltins et rarement bivoltins ; l'association directe entre leurs stades pré-imaginaux et leurs hôtes peut durer plus de 300 jours chez les espèces univoltines alors que cette période est plus courte chez les bivoltines (Zwölfer, 1983). La nymphose se déroule à l'intérieur de l'hôte et peut durer entre 15 et 25 jours lorsque la larve de troisième stade hiverne. Néanmoins, chez certaines espèces telles que *Orellia occidentalis* Snow et *Campiglossa (Paroxyna) genalis* Thomson (Goeden *et al.*, 1994), la larve du troisième stade quitte l'hôte pour nymphoser dans le sol. Les adultes ont une durée de vie courte (25 à 30 jours) à l'exception des espèces du genre *Tephritis* dont les adultes hivernent (plus de 200 jours) (Zwölfer, 1983).

2. Importance économique

La plupart des Tephritidae non frugivores n'ont pas d'impact économique ; cependant quelques espèces attaquent des plantes cultivées (Headrick et Goeden, 1998) telles que le

carthame des teinturiers, *Carthamus tinctorius* L. (Asteraceae) et l'asperge, *Asparagus* spp (Liliaceae).

L'asperge est une monocotylédone dont les pousses comestibles proviennent du rhizome. C'est une plante des régions tempérées. Il existe plusieurs espèces comestibles telles qu'*Asparagus officinalis* L., *Asparagus acutifolius* L., *Asparagus albus* L., *Asparagus maritimus* (L.) Mill., *Asparagus tenuifolius* Lam. Elle est attaquée par *Plioreocepta poeciloptera* Schrank communément appelée mouche de l'asperge. C'est une espèce des zones tempérées univoltine et monophage qui constitue un ravageur redoutable des cultures de l'asperge en Europe (Thibout *et al.*, 2005 ; Roy, 2013). Les dégâts sont causés par les larves qui creusent des galeries dans la tige. Ces galeries gênent la circulation de la sève et fragilisent la tige qui jaunie et sèche. Une forte infestation peut tuer les jeunes pousses et réduire le rendement de la culture (Otto et Hommes, 2003).

Le carthame des teinturiers est une plante oléagineuse et un composant essentiel du système agricole dans les zones arides (Sabzalian *et al.*, 2008). Le plus important ravageur du *C. tinctorius* en Asie et en Europe est *A. helianthi* (Talpur *et al.*, 1995, Zandigiaco et Lob, 1991). C'est un polyphage (Ashri, 1971) dont les femelles pondent à l'intérieur des bractées des capitules (Ashri et Knowles, 1960 ; Narayanan, 1961). Les larves se nourrissent des tissus du capitule et des graines (akènes) (Faure *et al.*, 2004). Ceci entraîne la perte de poids, de rendement et la valeur marchande des graines (Ashri, 1971). En Asie, elle dévaste la plupart des zones de production dans divers pays comme l'Irak (Al-Ali *et al.*, 1977), le Pakistan (Talpur *et al.*, 1995), l'Inde (Vaishampayan et Kapoor 1970 ; Verma *et al.*, 1974) et l'Iran (Saeidi, 2011 ; Esfahani *et al.*, 2012 ; Saeidi *et al.*, 2013). En Iran, les pertes de rendement des graines sont estimées entre 30 et 70% pour les différents cultivars (Sabzalian *et al.*, 2010).

Malgré ces espèces d'importance économique retrouvées au sein des Tephritidae non frugivores, il existe des espèces bénéfiques utilisées dans la lutte biologique contre les plantes adventices.

3. Lutte biologique contre les plantes adventices

Les Tephritidae non frugivores sont capables de causer des dégâts substantiels à leurs plantes-hôtes. Certaines espèces sont de véritables agents de lutte contre les mauvaises herbes (Kapoor, 2005). La plupart de ces herbes appartiennent à la famille des Asteraceae (White et Elson-Harris, 1992). Les espèces de Tephritidae non frugivores bénéfiques sont utilisées avec succès dans des programmes de lutte biologique contre les plantes adventices (Zwölfer, 1983 ; White, 1988 ; Harris, 1989 ; White et Elson-Harris, 1992 ; Turner, 1996). Les effets

bénéfiques de quelques espèces de Tephritidae non frugivores sont bien connus et leur utilisation dans le contrôle biologique des plantes adventices est réelle :

- *Procecidochares utilis* Stone de la sous-famille des Tephritinae provoque la formation des galles chez son hôte. Ces galles sont des excroissances tumorales causées par la piqûre des femelles de cette espèce de Tephritidae non frugivore et sont constituées de grandes cellules denses riches en réserve élaborées par la plante-hôte (Dauphin, 1994). La femelle de *P. utilis* pond généralement sur les bourgeons foliaires. Après l'éclosion, les larves creusent des galeries dans la tige et se nourrissent des tissus issus des galles en croissance. La nutrition des larves et les galeries creusées par ces dernières fragilisent la plante qui sèche. La nymphose a lieu dans les cavités laissées par les larves et les adultes émergeront des galles par les ouvertures laissées par les larves. Elle a été introduite à l'Est de l'Inde dans le cadre du contrôle de *Ageratina adenophorum* (Sprengel) King & Robinson (Asteraceae) qui est une plante adventice (Rao *et al.*, 1971, Sankaran, 1973, 1990 ; Swaminathan et Raman, 1981). Elle ne s'est pas seulement installée dans cette zone mais elle a migré jusqu'au Népal (Kapoor et Malla, 1978a, 1978b). Par endroit, le contrôle de la plante a été de 90% (Kapoor, 2005).

- *Dacus (Leptoxyda) persicus* Hendel est la seule mouche de la sous famille des Dacinae qui constitue un agent de lutte biologique. Elle infeste exclusivement *Calotropis procera* Ait. (Apocynaceae) qui est originaire d'Afrique. Sa distribution est étroitement liée à celle de ses hôtes. Les larves creusent des galeries à l'intérieur des gousses et détruisent leur contenu.

- *Tephritis cardualis* Hardy a été signalé à l'intérieur des capitules de *Carduus edelbergi* Rech. (Asteraceae) au Pakistan (Hardy, 1974). *Terellia serratulae* Linnaeus en plus de *C. edelbergi*, est inféodée à *Cirsium alfovcinsus* L. (Asteraceae) au Pakistan (Baloch et Khan, 1973). Les larves attaquent les graines (akènes) et les tissus du capitule et empêchent ainsi la dissémination des graines.

B) Tephritidae frugivores

Les Tephritidae frugivores (Figure 2) encore appelés mouches des fruits représentent environ 38% de la famille des Tephritidae (White et Elson-Harris, 1992). Les larves de ces mouches se développent dans les fruits charnus, mais quittent habituellement ces derniers sans causer de dommages aux graines (Wilson *et al.*, 2012). Contrairement aux Tephritidae non frugivores, le support de ponte n'est présent que pendant une courte durée. Ceci explique la synchronisation de l'émergence des adultes avec la période de maturation des fruits chez les spécialistes.

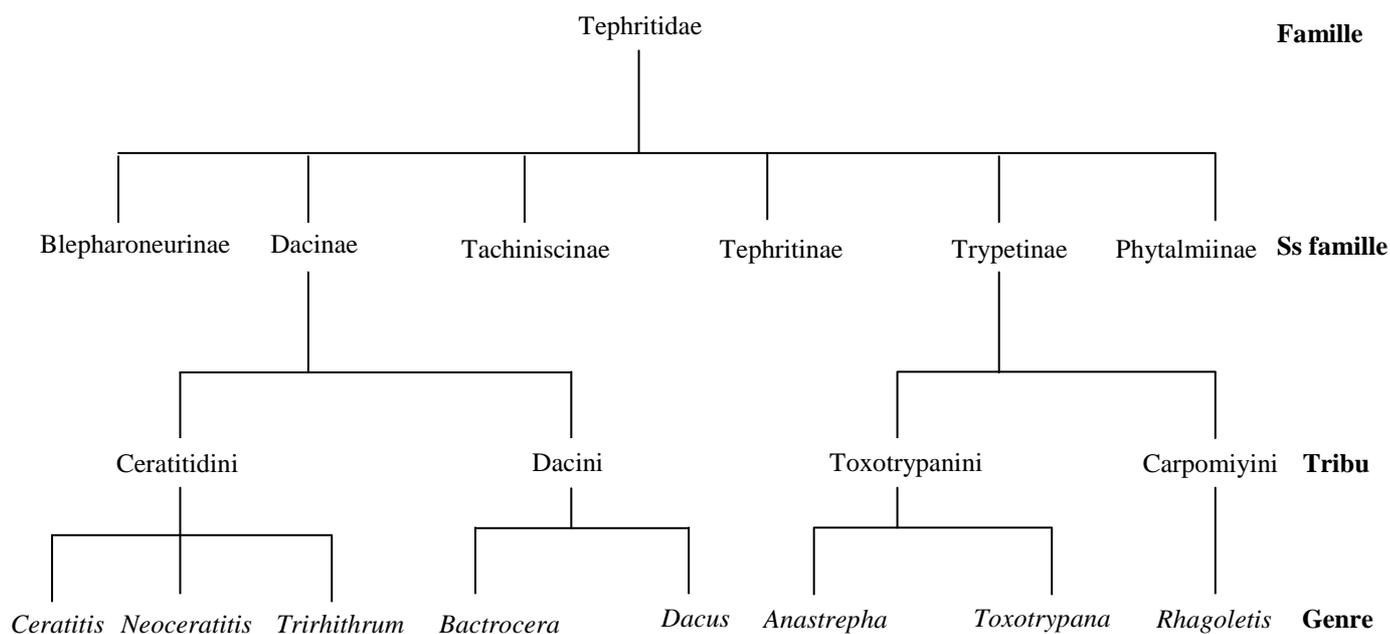


Figure 2 : Position taxonomique des genres de Tephritidae frugivores d'importance économique (D'après Norrbom, 2000).

1. Plantes-hôtes

Les plantes-hôtes des mouches des fruits sont celles dont les fruits servent de support de ponte et de développement des larves. Chez la majorité des espèces de Dacinae, les plantes-hôtes semblent être des sites servant aussi bien pour l'alimentation, l'accouplement que l'oviposition (Fletcher, 1987 ; Drew et Romig, 2000). Cependant, chez les espèces inféodées aux Cucurbitaceae, l'alimentation et l'accouplement ont lieu presque exclusivement sur des plantes non-hôtes (Bateman, 1972 ; Matanmi, 1975 ; Steffens, 1983 ; Vayssières, 1999).

Les Tephritidae frugivores comprennent diverses espèces capables d'infester de très nombreux hôtes, un nombre restreint d'hôtes, voire un seul hôte illustrant donc toutes les étapes de la monophagie à la polyphagie (Fletcher et Prokopy, 1991). En fonction de la gamme de plantes-hôtes infestées, Cates (1980) ; May et Ahmad (1983), regroupent les mouches des fruits en :

- monophages qui comprennent les espèces de mouches des fruits strictement inféodées à une seule espèce de plante-hôte. *B. oleae* n'attaque que les olives, *Olea* spp. (Oleaceae) sauvages ou cultivés (White, 2006). *Bactrocera musae* Tryon est inféodé à la banane, *Musa* spp. (Musaceae) (Drew *et al.*, 2011) ;

- oligophages regroupent les espèces mouches des fruits qui sont inféodées aux plantes appartenant à une seule famille. *Neoceratitis cyanescens* Bezzi s'attaque aux Solanaceae (Brévault, 2008) alors que *Bactrocera umbrosa* Fabricius est inféodée aux Moraceae (Allwood *et al.*, 1999) ;

- polyphages ou opportunistes sont des espèces de mouches des fruits associées aux espèces de plantes appartenant à plusieurs familles. *C. capitata* infeste environ 350 espèces de fruitiers appartenant à de nombreuses familles (Liquidó *et al.*, 1991). De même, *B. dorsalis* est capable d'infester 79 plantes-hôtes appartenant à 28 familles en Afrique (De Meyer *et al.*, 2007) (Tableau 3).

Notons qu'un quatrième groupe de mouches des fruits appelé sténophages a été défini par Fletcher (1989). Les espèces de ce groupe infestent les plantes appartenant à un seul genre. *Rhagoletis cerasi* Linnaeus est associée principalement au genre *Prunus* (Rosaceae) (White et Elson-Harris, 1992).

Les mouches des fruits spécialistes (monophages ou sténophages) contrairement aux généralistes (polyphages) peuvent synchroniser leur période d'émergence avec celle de la maturation de leurs hôtes (Boller et Prokopy, 1976 ; Zwölfer, 1983) et utiliser les stimuli physiques et chimiques spécifiques de ces hôtes pour leur localisation.

En général, les plantes-hôtes résistent aux attaques des mouches des fruits (Aluja et Mangan, 2008) grâce à un "facteur de résistance" constitué par l'ensemble des conditions au sein des plantes qui les protègent de l'infestation des insectes telles que la structure, les substances chimiques ou les conditions physiologiques (Torre-Bueno, 1978). En effet, la structure des plantes peut constituer une barrière physique (résistance mécanique) à l'attaque des insectes phytophages (Chen *et al.*, 2011). Cette barrière est caractérisée par la présence des trichomes (pubescence) (Chen *et al.*, 2011, Chen et Ni, 2011), de cals ou callosités (Aluja et Mangan, 2008), d'une cuticule (Guérin, 2014) et épicarpe (Oi et Mau, 1989) épais. Les substances chimiques constituées essentiellement de toxines (métabolites secondaires) telles que les phénols (tannin, flavone, flavonoïde, lignine), les terpénoïdes (saponine) et le groupe des nitrogènes (acide hydroxamique, thioglucoside) font partie intégrante du facteur de résistance des plantes (Chen *et al.*, 2011). Ces mêmes auteurs affirmaient que la capacité des plantes à synthétiser des protéases (papaïne, lectine) leur conférerait la possibilité de minimiser les attaques des insectes.

Tableau 3 : Aire de répartition de quelques familles de plantes associées à *B. dorsalis* en Afrique

Familles de plantes-hôtes	Zones géographiques	Références
Anacardiaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009b, 2010b; Gomina, 2009; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Abdullahi <i>et al.</i> , 2011; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ouedraogo, 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012; Zakari-Moussa <i>et al.</i> , 2012
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a; Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
Annonaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009b, 2010b; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012;
	Afrique Centrale	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Ekesi <i>et al.</i> , 2006; Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a, 2009; Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
Apocynaceae	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Mwatawala <i>et al.</i> , 2009
Boraginaceae	Afrique de l'Est	Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
Caesalpiniaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2009b; Goergen <i>et al.</i> , 2011
Capparaceae	Afrique de l'Ouest	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Caricaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009b; Goergen <i>et al.</i> , 2011
Clusiaceae	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Combretaceae	Afrique de l'Ouest	Gomina, 2009; Vayssières <i>et al.</i> , 2009b; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012
	Afrique de l'Est	Ekesi <i>et al.</i> , 2006; Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
Cucurbitaceae	Afrique de l'Ouest	Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012;
	Afrique de l'Est	Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a
Ebenaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005; Goergen <i>et al.</i> , 2011
Flacourtiaceae	Afrique de l'Est	Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a
Irvingiaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2009b, 2010b; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Lauraceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2009b; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Moraceae	Afrique de l'Est	Ekesi <i>et al.</i> , 2006; Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a
	Afrique de l'Ouest	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Musaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2009b; Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
Myrtaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009b, 2010b; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ouedraogo, 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012;
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Ekesi <i>et al.</i> , 2006; Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a, 2009; Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
		Vayssières <i>et al.</i> , 2009; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010;
Oxalidaceae	Afrique de l'Ouest	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Ramnaceae	Afrique de l'Ouest	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Rosaceae	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a, 2009
Rubiaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2009b, 2010b; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ouedraogo, 2011
	Afrique de l'Est	Mwatawala <i>et al.</i> , 2009
Rutaceae	Afrique de l'Ouest	Umeh <i>et al.</i> , 2008; Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009a, 2010b; Gomina, 2009; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ouedraogo, 2011; Ndiaye <i>et al.</i> , 2012
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011
	Afrique de l'Est	Ekesi <i>et al.</i> , 2006; Mwatawala <i>et al.</i> , 2006a, 2009, 2010; Rwomushana <i>et al.</i> , 2008
Sapindaceae	Afrique de l'Ouest	Goergen <i>et al.</i> , 2011
Sapotaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009b, 2010b; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011; Ouedraogo, 2011
Solanaceae	Afrique de l'Ouest	Vayssières <i>et al.</i> , 2005, 2009b; N'Dépo <i>et al.</i> , 2010; Goergen <i>et al.</i> , 2011;
	Afrique du Centre	Goergen <i>et al.</i> , 2011

Chez les *Citrus*, la résistance aux attaques des mouches de fruits est due en partie aux caractéristiques chimiques de l'épicarpe (sécrète une huile essentielle nocive aux mouches) et des propriétés physiques en l'occurrence l'épaisseur de l'épicarpe (peau) (Greany *et al.*, 1985 ; Leyva *et al.*, 1991 ; Birke *et al.*, 2006). Lorsque la peau est très épaisse, telle l'orange *Citrus sinensis* cv Navel, elle résiste relativement bien aux piqûres des mouches des fruits. De même, la résine issue des piqûres dans la mangue la rend partiellement résistante aux attaques de diverses mouches de fruits (Joel, 1978 ; Carvalho *et al.*, 1996). Chez la pomme, c'est plutôt les composés phénoliques qui apparemment influent sur le degré de résistance (Pree, 1977). Il y a une corrélation entre la résistance et le degré de maturité des fruits (Greany, 1989 ; Leyva *et al.*, 1991 ; Diaz-Fleischer et Aluja, 2003). Seo *et al.* (1982) ont montré l'existence d'une corrélation positive entre le taux d'infestation des papayes par *B. dorsalis* et leur degré de maturité dans les vergers.

2. Biologie

2.1. Appareil reproducteur

L'organisation anatomique des génitalia est comparable chez les mouches de fruits. Cependant, les différences peuvent être importantes au niveau taxonomique pour différencier par exemple les espèces sympatriques (Iwahashi, 1999). Les canaux associés au sexe mâle et femelle sont tous paires (Williamson, 1989).

2.1.1. Appareil reproducteur femelle

L'appareil reproducteur femelle (Figure 3) est constitué de deux ovaires, deux oviductes latéraux qui fusionnent en un oviducte commun (vagin), une bourse copulatrice, deux spermathèques, deux glandes collétériques et un ovipositeur constitué de la fusion des 7^{ème}, 8^{ème} et 9^{ème} segments abdominaux (Drew, 1969 ; Fletcher, 1987 ; Williamson, 1989). Chaque ovaire est constitué de plusieurs ovarioles de type méroïstique polytrophique (Fletcher, 1987). Chaque ovariole comprend un germarium, un vitellarium et un pédicelle. Les spermathèques sont constituées d'un petit tube contourné noir de tissus glandulaires entourés d'une couche de graisse. Ces spermathèques ont pour rôle de réceptionner et de stocker le sperme. Les spermathèques et les glandes collétériques se prolongent par leurs canaux qui débouchent dans le vagin (Drew, 1969). Les glandes collétériques libèrent leur contenu dans le vagin qui assure la lubrification des œufs avant leur passage dans l'ovipositeur pour être pondus. L'ouverture génitale située au niveau de l'ovipositeur (aculeus), sert aussi bien d'anus que de vulve (Williamson, 1989).

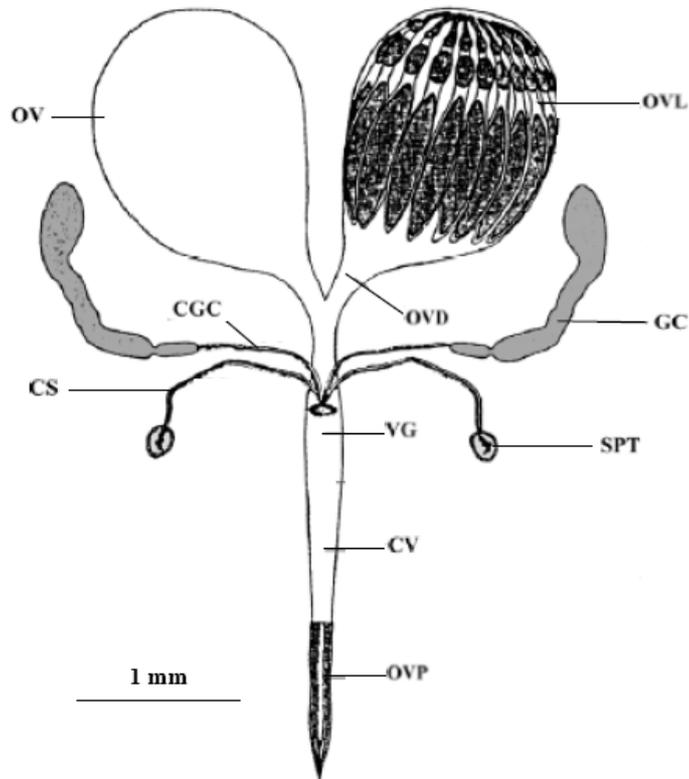


Figure 3 : Appareil reproducteur femelle de *B. tryoni* (D'après Drew, 1969)

CGC : conduit de la glande collétérique ; CS : conduit de la spermathèque ; CV : conduit vaginal ; GC : glande collétérique ; OV : ovaire ; OVD : oviducte latéral ; OVL : ovariole ; OVP : ovipositeur ; SPT : spermathèque ; VG : vagin

2.1.2. Appareil reproducteur mâle

L'appareil reproducteur mâle (Figure 4) est constitué de deux testicules, quatre paires de glandes accessoires, un conduit éjaculatoire, l'appareil éjaculatoire et l'édéage (Drew, 1969). Les testicules sont vermiformes de couleur jaune avec la partie apicale légèrement courbée (Williamson, 1989). Les testicules se prolongent par les canaux déférents qui débouchent avec les glandes accessoires dans la partie antérieure du conduit éjaculatoire. L'édéage est introduit dans la bourse copulatrice de la femelle au cours de l'accouplement. Chez les mâles, le germarium se localise à l'extrémité apicale du testicule constituant la zone de croissance. Suite à la zone de croissance s'observe la zone de maturation comportant successivement des spermatocytes, spermatides, amas de sperme et des spermatozoïdes dans la partie distale du testicule (Williamson, 1989).

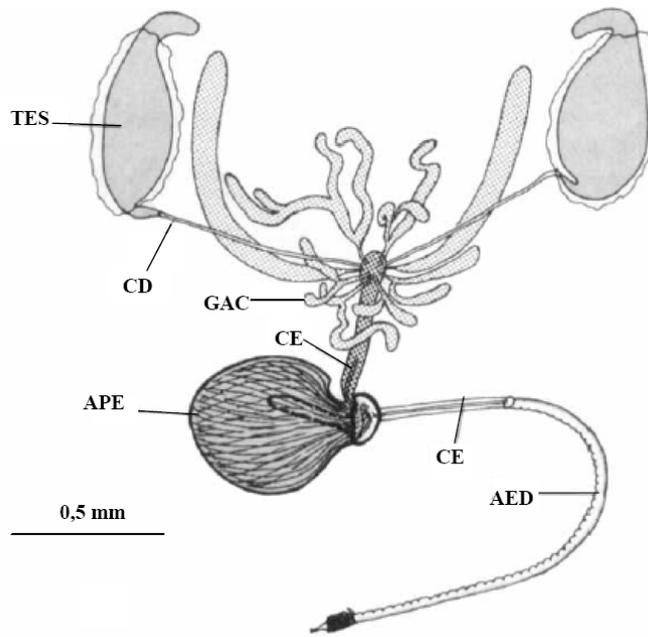


Figure 4 : Appareil reproducteur mâle de *B. tryoni* (D'après Drew, 1969)

AED : édéage ; APE : appareil éjaculatoire ; CD : canal déférent ; CE : conduit éjaculatoire ; GAC : glande accessoire ; TES : testicule.

2.2. Maturité sexuelle

Après émergence, les adultes passent par une période de maturation qui dure plusieurs jours. Cette période coïncide avec le déroulement de la vitellogénèse chez les femelles (Fletcher, 1987). Ces adultes ont besoin de nutriments pour assurer leur survie, entretenir leurs activités et réaliser leur maturité sexuelle (Tsitsipis, 1989). Il s'agit des carbohydrates, des protéines (acides aminés), des minéraux, des vitamines de groupe B et de l'eau (Hagen, 1953). Dans la nature, ces adultes se nourrissent de jus de fruits, de nectar des fleurs, des sécrétions foliaires des plantes, de pollens, de fientes d'oiseaux, de miellat, de levures et de bactéries (Fitt et O'Brien, 1985 ; Fletcher, 1987 ; Tsitsipis, 1989 ; Hendrichs et Hendrichs, 1990 ; Aluja, 1994 ; Hendrichs et Prokopy, 1994 ; Warburg et Yuval, 1997). La vitellogénèse se déroule dans les ovarioles. Au cours de la maturation ovarienne, la taille des ovaires augmente avec l'apparition des cellules nourricières à l'extrémité antérieure de l'ovocyte en développement. Ces cellules nourricières persistent jusqu'à la formation complète du chorion (Chou *et al.*, 2012). Le développement des ovocytes dans les ovarioles est asynchrone (Fletcher, 1987 ; Chou *et al.*, 2012)

Dans les conditions défavorables, le contenu des follicules en développement peut être résorbé. Ce phénomène est habituellement manifeste chez les spécialistes privés de leurs hôtes

de prédilection (Fitt, 1990a). En effet, la résorption des follicules a été observée chez les femelles de *B. oleae* (monophage) durant l'été à cause de la température élevée, de la faible humidité et de la non disponibilité de fruits (Fletcher *et al.*, 1978). Contrairement aux spécialistes, le phénomène de résorption du contenu des follicules n'a jamais été observé chez les polyphages tels que *Anastrepha ludens* Loew, *Bactrocera papaya* Drew et Hancock et *C. capitata* (Aluja et Mangan, 2008). Cependant, ce phénomène a été mise en évidence chez la femelle de *Bactrocera tryoni* Froggatt (polyphage), pendant les mois d'hiver où la température chute en dessous du seuil de développement (Fletcher, 1975 ; Meats et Khoo, 1976).

En général, les adultes de mouches des fruits privés de substrat alimentaire juste après leur émergence meurent entre 2 et 3 jours (Christenson et Foote, 1960 ; Fletcher, 1987). Leur durée de vie dépend de la disponibilité de l'eau, de carbohydrates et de protéines (Fletcher, 1987). En outre, les facteurs géographiques à l'instar de l'altitude peuvent influencer sur la durée de vie des Tephritidae frugivores. Duyck *et al.* (2011) ont montré que les hautes altitudes rallongeaient la durée de vie des populations sauvages de *Ceratitis rosa* Karsch. Selon ces mêmes auteurs, cette relation entre l'altitude et la durée de vie peut être expliqué par l'effet de la température sur la reproduction. En effet, les basses températures qui caractérisent les hautes altitudes, ralentissent généralement le processus de reproduction chez les insectes, entraînant par conséquent la rallonge de la durée de vie (Duyck *et al.*, 2011 ; Adler *et al.*, 2013)

2.3. Accouplement

Chez les mouches des fruits du genre *Rhagoletis* vivant dans les zones tempérées, la rencontre des sexes s'effectue sur le fruit hôte (Prokopy, 1968 ; Bush, 1969 ; Boller *et al.*, 1970) et aucune phéromone n'est produite par les mâles. Chez les espèces tropicales et subtropicales des genres *Anastrepha*, *Bactrocera*, *Ceratitis*, les mâles s'agrègent sur des parties spécifiques de l'hôte (feuilles) qu'ils défendent agressivement contre les incursions d'autres mâles. Au cours de ce phénomène appelé "lek" les mâles attirent les femelles en libérant des phéromones complexes issues de leur glande à phéromones située au niveau du rectum (Bateman, 1972 ; Fletcher, 1987 ; Horng et Plant, 1992; Shelly et Whittier, 1997). Cette libération de phéromone par les mâles est concomitante au phénomène de stridulation due aux frottements des ailes sur les pectens. Chez *C. capitata*, le nombre de mâles par "lek" est en moyenne compris entre 3 et 4 dans les conditions naturelles et entre 8 et 16 selon les modalités d'élevage en masse en Hawaïi (Shelly *et al.*, 1994 ; Shelly et Whittier 1996). Les

leks de la mouche du melon *Bactrocera cucurbitae* Coquillett, à la Réunion, peuvent réunir de plusieurs dizaines à une centaine d'adultes (Vayssières, 1999). Les ailes sont très utilisées dans la création des signaux acoustiques au cours de la rencontre des sexes. Elles sont également utilisées pour la réalisation de postures et de mouvements (Headrick et Goeden, 1994). En effet, Benelli *et al.* (2012) ont montré que la coupure des ailes chez les mâles de *B. oleae* réduisait significativement la probabilité d'accouplement. L'accouplement a lieu de préférence sur les feuilles plutôt que sur les fruits (Bateman, 1972). La plante-hôte est donc considérée comme un site de rendez-vous pour les deux sexes en particulier pour les parades et accouplements (Prokopy *et al.*, 1996). Cependant, des accouplements ont été observés chez *B. tryoni* sur des plantes non-hôtes (Bateman, 1972).

Chez la plupart des Dacinae, l'accouplement a lieu au crépuscule sous une faible intensité lumineuse bien que quelques espèces débutent l'accouplement en fin d'après-midi sous une intensité lumineuse quelque peu élevée à l'instar de *B. oleae* (Qureshi *et al.*, 1974 ; Tsitsipis et Abatzis, 1980 ; Suzuki et Koyama, 1981 ; Lee *et al.*, 1983 ; Arakaki *et al.*, 1984). Néanmoins, des espèces telles que *Bactrocera neohumeralis* Hardy, *Bactrocera expandens* Walker, *Bactrocera tenuifascia* May et *Bactrocera tsuneonsis* Miyake s'accouplent pendant le jour sous une forte intensité lumineuse (Ichinohe *et al.*, 1980 ; Fitt, 1981a ; Smith, 1989).

La durée d'accouplement est variable et peut être comprise entre 2 et 12 heures chez *B. dorsalis* (Christenson et Foote, 1960).

2.4. Ponte

Les stimuli olfactifs, visuels et de contact tels que la couleur, la taille, la forme et l'odeur sont nécessaires à la localisation d'un fruit et à l'estimation de sa convenance pour la ponte par une femelle gravide (Féron, 1962 ; Pritchard, 1969 ; Rattanapun *et al.*, 2009). Les femelles de *B. oleae* peuvent reconnaître purement et simplement les fruits d'olivier par la vision sur la base de la forme, la taille et la couleur (Haniotakis et Voyadjoglou, 1978). Une fois le fruit convenable localisé, la femelle explore à fond sa surface avec son proboscis et son ovipositeur avant de sélectionner le site de ponte (Bateman, 1972 ; Fletcher, 1987 ; Drew et Romig, 2000). Les femelles de *B. tryoni* choisissent les parties des fruits qui sont à l'abri du vent, les parties ombragées plutôt qu'ensoleillées, des surfaces douces plutôt que dures, des peaux (épicarpe) rugueuses plutôt que lisses et montrent une préférence pour les fissures et les surfaces des fruits brisées par les oiseaux et d'autres insectes, et les trous laissés par les piqûres d'autres femelles (Newell et Haramoto, 1968 ; Pritchard, 1969 ; Bateman, 1972 ;

Prokopy et Koyama, 1982). Ce comportement est observé chez plusieurs autres espèces (Bateman, 1972).

La plupart des espèces du genre *Rhagoletis*, *Anastrepha* et *Ceratitis* sont capables de déposer les phéromones de marquage ou « Host Marking Pheromone » (HMP) après la ponte des œufs pour dissuader ou décourager les pontes d'autres femelles (Prokopy et Papaj, 2000). Cependant, les hormones de marquage sont apparemment absentes chez les espèces du genre *Bactrocera* (Drew et Romig, 2000). Cette incapacité à marquer les fruits après la ponte amène les femelles du genre *Bactrocera* à utiliser les trous issus des piqûres de leurs congénères pour la ponte. Ce comportement de ponte des femelles appartenant à ce groupe de Tephritidae frugivores peut entraîner une compétition larvaire intra-spécifique réduisant par conséquent la valeur sélective des femelles obtenues (Prout et McChesney, 1985). En général, les phéromones de marquage sont déposées (prioritairement autour du site de ponte et éventuellement à la surface du fruit) à la suite du dépôt des œufs, lorsque les femelles trainent la partie terminale de leur ovipositeur (aculeus) à la surface du fruit (Prokopy et Papaj, 2000). Ces phéromones sont produites par des femelles gravides et ont pour rôle de réduire la compétition (Liu *et al.*, 2011). De même, elles ont pour fonction de stimuler la recherche d'un nouveau site de ponte ou ressource alimentaire (Vinson, 1981). Les phéromones de marquage sont retrouvées au niveau de la tête, du thorax et de l'abdomen des femelles (Quiring *et al.*, 1998). Elles sont non volatiles et peuvent être perçues par les récepteurs situés sur les antennes, les tarsi, la bouche, l'ovipositeur ou l'abdomen (Crnjar *et al.*, 1978 ; Klijnsstra et Roessingh, 1986 ; Hilker et Klein, 1989 ; Kouloussis et Katsoyannos, 1991 ; Stadler *et al.*, 1994 ; Quiring *et al.*, 1998 ; Ferguson *et al.*, 1999).

En outre, la présence de larves dans un fruit peut dissuader la ponte d'autres femelles. Chez *Bactrocera jarvisi* Tryon, *B. tryoni* (Fitt, 1984) et *B. cucurbitae* (Prokopy et Koyama, 1982), les femelles évitent de pondre dans les fruits comportant déjà les larves en développement d'autres mouches probablement grâce au changement de la composition chimique dans le fruit contenant ces larves. Ceci suggère que, le comportement d'évitement (discrimination de fruits infestés de larves en développement des fruits sains) observé chez les individus femelles des espèces du genre *Bactrocera* constitue un état plus primitif comparativement aux femelles ayant la capacité de déposer les phéromones de marquage après la ponte (Drew et Romig, 2000). Cependant, chez *Anastrepha suspensa* Loew, les femelles sont capables de détecter les signaux acoustiques émis par les larves en développement dans les fruits permettant ainsi à ces femelles de rejeter ces fruits (Sivinski, 1987).

La taille des pontes varie d'une espèce à l'autre. Elle est de 1 œuf par ponte chez *B. oleae* (Vargas et Nishida, 1985) et 30 à 40 chez *B. cucurbitae* (Newell et Haramoto, 1968 ; Prokopy et Koyama, 1982 ; Vayssières *et al.*, 1999). La taille de ponte des espèces polyphages (généralistes) est plus petite que celle des monophages ou oligophages (spécialistes) à cause de l'exploitation des fruits sauvages plus diverses pour les polyphages (Fitt, 1990a). La longueur de l'ovipositeur, la convenance du fruit pour le développement des larves et même l'effort nécessaire pour percer la peau du fruit peuvent aussi influencer la taille de ponte (Matanmi, 1975 ; Shimada *et al.*, 1979).

2.5. Cycle de développement

Les stades pré-imaginaux des mouches des fruits sont constitués des œufs, de trois stades larvaires et d'un stade nymphal. Le cycle de vie de la plupart des Tephritidae frugivores est similaire (CTA, 2007) (Figure 5). Les femelles gravides grâce à leur long ovipositeur extensible, pondent en général dans les fruits charnus des plantes-hôtes, rendus attractifs en arrivant à maturité. Les larves ou asticots se développent à l'abri des insecticides, dans la pulpe du fruit en creusant des galeries. Le développement des larves accélère la maturation du fruit qui se détache et tombe au sol. Les larves de dernier stade quittent le fruit et les pupes se forment dans les premiers centimètres du sol. Après émergence, l'adulte cherchera rapidement à se nourrir avant d'initier une période de maturation sexuelle, de s'accoupler et de pondre.

2.5.1. Œufs et développement embryonnaire

Les œufs sont généralement lisses, allongés, légèrement incurvés et de couleur blanc crème. Les dimensions (longueur et largeur) des œufs varient en fonction des espèces. Ils mesurent 0,9-1,1 mm de longueur et 0,2-0,25 mm de diamètre chez *C. capitata* (Schumutter, 1969). Cependant chez *B. olea*, la longueur est de $0,738 \pm 0,01$ mm et le diamètre de $0,21 \pm 0,06$ mm (Genç, 2014). L'embryogenèse des œufs est similaire à celui des autres espèces de Diptères. Fytizas et Mourikis (1973), Genç (2014) ont subdivisé le processus d'embryogenèse chez *B. olea* en trois étapes. La première étape consiste à la maturation de l'œuf et à la formation du zygote. La seconde phase comprend la formation du blastoderme, la gastrulation et la différenciation du blastoderme ; tandis que la troisième étape est caractérisée par l'organogenèse. A $25 \pm 1^\circ\text{C}$, ces trois étapes d'embryogenèse ont une durée comprise entre 66 et 70 heures chez *B. olea* (Genç, 2014).

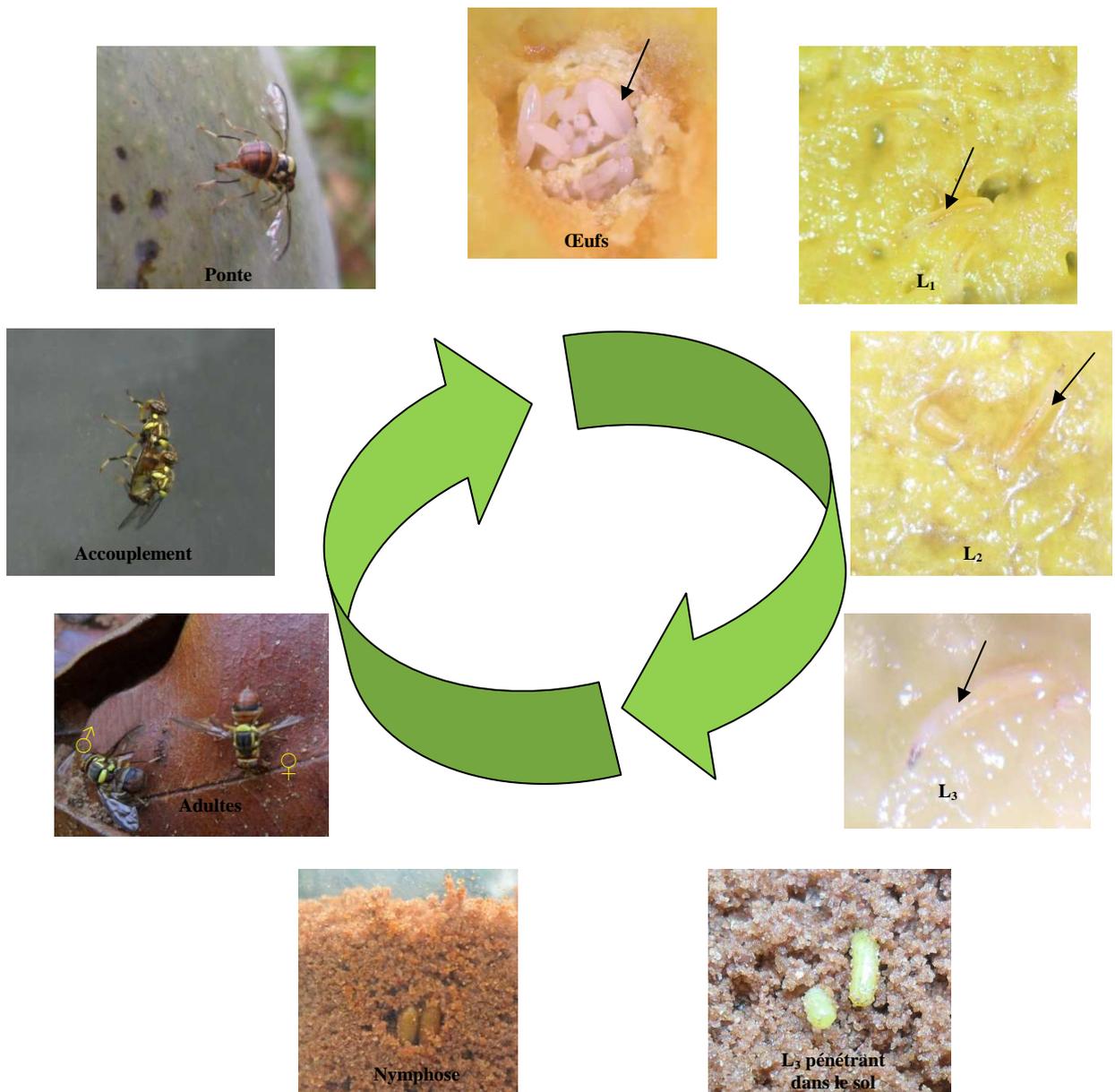


Figure 5 : Cycle de développement des mouches des fruits (Exemple de *B. dorsalis*)

L₁ : premier stade larvaire, L₂ : deuxième stade larvaire ; L₃ : troisième stade larvaire

2.5.2. Morphologie des différents stades larvaires

Les larves encore appelées asticots sont acéphales, apodes et caractérisées par la présence de crochets buccaux, de stigmates antérieurs et postérieurs dont la morphologie change d'un stade de développement à un autre (Anderson, 1963). Chez les Dacini (Tephritidae : Dacinae), les larves présentent trois segments thoraciques et 8 segments abdominaux (Fletcher, 1987). La taille des larves varie en fonction des différents stades larvaires. Chez *C. capitata* la larve de premier stade mesure environ 1 mm et celle de troisième stade entre 7 et 8 mm (Schmutterer, 1969 ; Yuval et Hendrichs, 2000). L'absence des stigmates antérieurs chez la larve de premier stade constitue un caractère utilisé pour la

distinguer des autres. Cependant, Elson-Harris (1988) a observé la présence de ces stigmates chez la larve de 1^{er} stade chez *B. tryoni* au microscope électronique.

2.5.3. Activités des différents stades larvaires

Les activités des deux premiers stades larvaires sont similaires et consistent à la prise de nourritures et au développement à l'intérieur du fruit et sous sa protection (Bower, 1975). Cependant, la larve de troisième stade (larve pré-pupale) continue de se nourrir jusqu'à sa sortie du fruit par des sauts caractéristiques avant sa pupaison dans le sol. Ce comportement de saut lui permet de s'introduire plus facilement dans le sol et d'éviter les attaques de prédateurs tels que les fourmis (Mille, 2010). Chez certaines espèces de *Dacus* principalement celles inféodées aux Asclepiadaceae et Cucurbitaceae, les larves de troisième stade nymphosent dans le fruit (Drew et Romig, 2000). Cette caractéristique est rare chez les espèces du genre *Bactrocera* bien que la larve de troisième stade de *B. oleae* soit capable de nymphoser dans le fruit ou dans le sol (Koveos et Tzanakakis, 1993). Après nymphose dans le sol, un adulte émergera plusieurs jours plus tard.

2.5.3. Facteurs influençant le développement

Le développement des mouches des fruits est fonction de la température, de l'humidité relative et de l'hôte. En général, le développement des stades immatures des mouches des fruits peut se dérouler sous une température comprise entre 6 et 30°C (Fletcher, 1987 ; Vayssières *et al.*, 2008a). Les faibles températures rallongent le développement des stades pré-imaginaux ; alors que les températures élevées réduisent la durée de développement de ces stades. Vayssières *et al.* (2008a) ont montré que sur le concombre, les durées totales de développement de *B. cucurbitae* étaient de $13,2 \pm 0,96$ et $44, 2 \pm 2,52$ jours respectivement à 30 et 15°C. De même, chez *B. dorsalis*, la durée de développement total sur milieu artificiel ont été de 17,76 et 75,74 jours respectivement à 30 et 15°C (Rwomushana *et al.*, 2008). Selon Salum *et al.* (2013), les durées d'embryogenèse, de développement larvaire et de nymphose à 25°C chez *B. dorsalis* sont respectivement d'environ 2, 13 et 15 jours ; alors qu'à 30°C, ces durées sont respectivement d'environ 0,6 ; 9 et 10 jours. En conditions expérimentales au laboratoire, une baisse de l'humidité relative rallonge la durée de développement des stades immatures. En effet, Tsitsipis et Abatzis (1980) ont observé que chez *B. oleae* la durée d'incubation des œufs à 20°C pouvait augmenter de 84 à 102 heures lorsque l'humidité relative décroît de 100 à 75%. Toutefois, en conditions naturelles, l'influence de l'humidité sur le stade embryonnaire et les stades larvaires est certainement davantage modulée par le fruit hôte que par les conditions climatiques (Duyck, 2005). Mais, une faible humidité relative

entraîne généralement une forte mortalité des pupes dans le sol et réduit par conséquent le taux d'émergence des adultes. Neilson (1964) a montré qu'à une humidité relative inférieure ou égale à 60%, le taux de survie des nymphes chez *Rhagoletis pomonella* Walsh était pratiquement nul. Un sol sec peut entraîner la dessiccation des pupes et provoquer une forte mortalité des adultes nouvellement émergés (Bateman, 1972).

La qualité du fruit hôte influe sur le développement des stades préimaginaux avec une répercussion sur la quantité (effectif) et la qualité (taille des adultes). En effet, après la ponte, le développement des larves issues de l'éclosion des œufs est complètement dépendant des ressources (quantité et qualité de nourritures) disponibles dans le fruit (Muthuthantri, 2013). La quantité de glucides contenus dans un fruit et son acidité (pH) influent sur le développement larvaire et par conséquent sur la taille des mouches adultes obtenues (Chua, 1991). Ce même auteur a montré que la papaye et la mangue comparativement à la goyave, la tomate et la carambole étaient plus riches en glucides et moins acides (pH plus élevé) et constituaient un bon substrat alimentaire pour le développement des espèces du genre *Bactrocera* étudiées. En outre, chez *B. dorsalis*, l'acidité élevée des *Citrus* par rapport à celle de la mangue ne permet pas un bon développement de ses larves (N'Guessan *et al.*, 2011).

La présence de bactéries dans le substrat alimentaire, laissées au cours de la ponte par la femelle, favorise également un développement harmonieux des larves. Les tissus des fruits étant pauvres en protéines, seules les bactéries symbiotiques sont capables de leur fournir certains acides aminés essentiels et d'autres facteurs de croissance (Fletcher, 1987).

2.5.4. Compétition intra et inter-spécifique

La compétition est l'interaction qui s'établit entre deux ou plusieurs organismes pour l'utilisation d'une même ressource (lumière, eau, éléments nutritifs) lorsque la demande dépasse les disponibilités (AFPP, 2004). Cette interaction entraîne la réduction de la survie, de la croissance, et de la fécondité individuelle (Begon *et al.*, 1996). L'intensité de la compétition entre les larves au sein du fruit hôte est fonction de leur densité. Cette compétition peut être par interférence ou par exploitation. La compétition par exploitation se produit lorsque les ressources sont insuffisantes pour les larves (Pianka, 1976 ; Begon *et al.*, 1996). La ressource utilisée par certaines larves réduit sa disponibilité pour les autres. Cependant, dans la compétition par interférence, certaines larves, par leur comportement privent d'autres l'accès à la nourriture. Cette interférence entre les larves peut se manifester par des attaques physiques, par du cannibalisme ou par la suppression physiologique des autres larves (Duyck, 2005). Chez la plupart des Dacini, la compétition par exploitation peut

se produire dans une certaine mesure lorsque la densité larvaire par fruit augmente entraînant ainsi la réduction de la taille des nymphes et adultes résultant (Fletcher, 1987). Les femelles de petite taille ont moins d'ovarioles et par conséquent une fécondité plus faible. La compétition interspécifique peut entraîner le déplacement d'une espèce par une autre. *B. dorsalis* a déplacé *C. capitata* en plusieurs endroits de Hawaï probablement à cause des interactions entre les larves (Keiser *et al.*, 1974). De même, en Afrique, *B. dorsalis* a déplacé probablement les espèces indigènes de genre *Ceratitis* (Vayssières *et al.*, 2005).

2.5.5. Voltinisme

Le voltinisme est le nombre de générations d'une espèce animale pouvant se succéder durant une année (AFPP, 2004). En fonction du nombre de générations réalisées au cours d'une année, une espèce animale est qualifiée de :

- semivoltine, lorsqu'il faut plus d'une année pour qu'une génération se développe ;
- univoltine, si une seule génération est obtenue au cours d'une année ;
- bivoltine quand deux générations sont observées au cours d'une année;
- multivoltine lorsque plus de deux générations sont obtenues en une année.

Chez les Tephritidae frugivores, les espèces spécialistes (monophages) (*Rhagoletis* spp.) sont univoltines (Christenson et Foote, 1960 ; Bateman, 1972 ; Zwölfer, 1983 ; Aluja et Mangan, 2008), Ces espèces observent une diapause nymphale et synchronisent l'émergence des adultes avec les périodes de fructification de leurs hôtes (concordance phénologique) (Zwölfer, 1983 ; Aluja et Mangan, 2008). Comparativement aux spécialistes, les Tephritidae frugivores opportunistes (polyphages) (*Anastrepha* spp., *Bactrocera* spp., *Ceratitis* spp., *Dacus* spp.) sont multivoltins (Bateman, 1972 ; Zwölfer, 1983 ; Aluja et Mangan, 2008). Ils n'observent pas de diapause et synchronisent très peu l'émergence des adultes avec les périodes de fructification de leurs hôtes (Zwölfer, 1983 ; Aluja et Mangan, 2008). Cependant, Kapatos et Fletcher (1984) affirmaient qu'à Corfou (Grèce), *B. oleae* (monophage) est multivoltine (4 générations par an) et passe l'hiver au stade nymphal. En général, chez les espèces multivoltines, le nombre de générations par an est fonction de la durée de développement qui est influencé par la température (Fletcher, 1987). Chez les espèces hautement polyphages telles que *B. dorsalis* et *B. tryoni*, le nombre de générations peut varier entre 3 et 8 en fonction de leurs zones de répartition (Saeki *et al.*, 1980 ; Meats, 1981).

3. Importance écologique et économique

3.1. Effet bénéfique et neutre

Sur le plan écologique, les Tephritidae frugivores ont un effet bénéfique ou neutre sur leurs hôtes. Au cours de la ponte, les femelles déposent des bactéries qui permettent et accélèrent la dégradation du fruit (Lambrou et Tzanakakis, 1978 ; Tzanakakis *et al.*, 1983). Cette dégradation attire les vertébrés frugivores, principalement les oiseaux (Drew, 1987 ; Fletcher, 1987 ; Drew, 1988 ; Frith, 1992 ; Webber et Woodrow, 2004) et les rongeurs qui permettent la dissémination et la germination des semences (Wilson *et al.*, 2012).

L'effet neutre de l'infestation des mouches des fruits sur leurs hôtes est en étroite relation avec la production des graines par ces hôtes. En effet, le développement larvaire des Tephritidae frugivores dans les fruits ne diminue pas la quantité de graines contenues dans ces derniers (Wilson *et al.*, 2012). Ce même auteur a montré l'absence d'une différence significative entre le nombre de graines produit par les fruits de tomate et du piment infestés et non infestés par *B. tryoni*.

3.2. Importance économique

L'infestation des fruits cultivés à des fins économiques par les mouches des fruits déprécie ces derniers et les rend impropre à la consommation. Environ, 100 espèces de Tephritidae frugivores sont considérées comme ravageurs (White et Elson-Harris, 1992) et la plupart appartiennent aux genres *Bactrocera* Macquart, *Ceratitis* Macleay, *Dacus* Fabricius, *Anastrepha* Scheiner, *Rhagoletis* Loew et *Toxotrypana* Gerstaecker.

3.2.1. Impacts de B. dorsalis sur la production fruitière en Afrique

Originaire d'Asie, *B. dorsalis* a été identifiée pour la première fois au Kenya en Afrique en 2003 (Lux *et al.*, 2003a) et a très rapidement envahi l'Afrique sub-saharienne de 2004 à 2005 (Drew *et al.*, 2005 ; French, 2005 ; Vayssières *et al.*, 2005). Actuellement, elle est retrouvée en Afrique de l'Ouest, du Centre, de l'Est, du Sud (CABI, 2014a) (Figure 6). *B. dorsalis* est très abondante pendant la saison pluvieuse et la période de maturation des mangues dans les régions où elle a été signalée (Mwatawala *et al.*, 2006a ; Ouedraogo, 2011 ; Vayssières *et al.*, 2014). En Afrique de l'Ouest, dans la zone forestière humide, savanicole guinéenne, soudanienne méridionale, soudanienne septentrionale, sahélienne, elle est abondante respectivement durant 7, 6-7, 6, 5 et 4 mois avec des pics respectifs au mois de mai (fin de la campagne des mangues), début juin (durant la campagne des mangues), mi-juin (durant la campagne des mangues), fin juin (fin de la campagne des mangues) et Août (durant la campagne des mangues) (Vayssières, 2014). Cette espèce carpophage cause d'importants

dommages aux mangues et entraîne d'énormes pertes de rendements. Dans les zones soudanienne méridionale et septentrionale ouest africaines, *B. dorsalis* cause plus de 90% de dommages aux variétés (mangue) de saison et tardives (Vayssières *et al.*, 2008b). Dans la zone sahélienne, elle constitue le principal ravageur des mangues en saison pluvieuse (Vayssières *et al.*, 2009c, 2011a, Ndiaye *et al.*, 2012). Les pertes de rendements des différentes variétés de mangues imputables à *B. dorsalis* varient entre 17 et 73% au Bénin (Vayssières *et al.*, 2009d) et sont d'environ 52% au Ghana (Abdullahi *et al.*, 2011). Hormis la mangue, elle cause des dommages substantiels aux *Citrus* dans les vergers au Nigéria (Umeh *et al.*, 2008) et au Bénin (Vayssières *et al.*, 2010a). *B. dorsalis* est par conséquent la mouche des fruits la plus importante économiquement en Afrique de l'Ouest (Vayssières *et al.*, 2014).

En outre, en Afrique du Centre et de l'Est, *B. dorsalis* occasionne des dommages à la goyave (Mwatawala *et al.*, 2006a ; Ndzana Abanda *et al.*, 2008 ; José *et al.*, 2013), à la mangue (Ekesi *et al.*, 2006 ; Mwatawala *et al.*, 2006a ; Ngamo Tinkeu *et al.*, 2010 ; José *et al.*, 2013) et aux *Citrus* (Mwatawala *et al.*, 2006a).

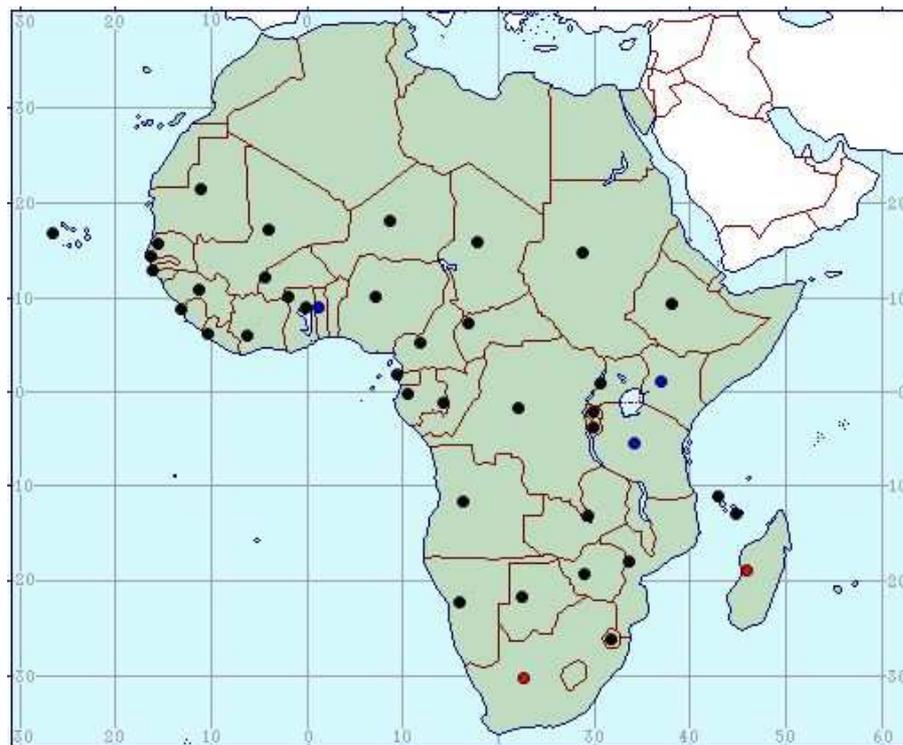


Figure 6 : Répartition géographique de *B. dorsalis* en Afrique
 Bleu : large répartition ; Noir : présence ; Rouge : répartition restreinte
 Source : CABI, 2014a

3.2.2. Autres espèces nuisibles aux fruits

B. cucurbitae est un redoutable ravageur de Cucurbitaceae (White, 2006). Elle est récemment introduite en Afrique de l'Ouest en l'occurrence au Togo (Vayssières *et al.*, 2007). Elle infeste les *Citrus* au Bénin (Vayssières *et al.*, 2010a) et au Nigéria (Umeh *et al.*, 2008), le concombre au Sénégal (Ndiaye *et al.*, 2012) et la mangue en Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010). En Asie (Inde), elle détruit plus de 60% des cultures de Cucurbitaceae et infeste également les Solanaceae, les Rosaceae (Kapoor, 2005).

Les dommages occasionnés par *B. oleae* à la production totale de l'olive sont estimés à 5% correspondant à une perte économique évaluée à 800 millions de dollars par an (Nardi *et al.*, 2005).

C. capitata est l'un des plus importants insectes ravageurs dans le monde et est capable d'infester plus de 300 espèces de plantes incluant plusieurs espèces cultivées de grande importance économique (Liquidó *et al.*, 1991). Originnaire des tropiques, elle s'est adaptée aux divers climats et est répandue dans le monde (Kourti *et al.*, 1992). Elle constitue un redoutable ravageur des *Citrus* au Nigéria (Umeh *et al.* 2004) et au Ghana (Appiah *et al.*, 2009). De même, au Maghreb, *C. capitata* est à l'origine de grosses pertes économiques pour les producteurs de fruits et légumes frais estimées à plus de 90 millions de dollars par an (IAEA, 1993).

En Afrique, *C. cosyra* est largement répandu à l'est, à l'ouest, au centre et au sud (De Meyer, 2001), mais essentiellement dans les zones sahéliennes et soudaniennes (Vayssières *et al.*, 2008c). C'est le ravageur majeur des mangues en Afrique pouvant causer d'énormes dommages variant entre 10 et 100% (Lux *et al.*, 2003b). Les pertes de rendements liées à ce déprédateur sont en moyenne comprises entre 20 et 30% (Lux *et al.*, 2003b ; Ouedraogo *et al.*, 2011).

En dehors de *C. capitata* (OEPP/CABI, 1996) les *Anastrepha* spp sont les mouches des fruits les plus nuisibles de l'Amérique tropicale (Norrbom et Foote, 1989). *Anastrepha fraterculus* Wiedemann est un important ravageur du goyavier et du manguier ainsi que dans une certaine mesure des *Citrus* (Rutaceae) et de *Prunus* spp. (Rosaceae) (White et Elson-Harris, 1992).

Dacus ciliatus Loew, *Dacus bivittatus* Bigot, *Dacus punctatifrons* Karsch, originaires d'Afrique sont des ravageurs de Cucurbitaceae (Mwatawala, 2006b ; White, 2006 ; Vayssières *et al.*, 2007). De même, *R. pomonella* infeste principalement le pommier (*Malus* spp., Rosaceae) et est le plus redoutable ravageur parmi les mouches des fruits en Amérique du Nord mis à part *C. capitata* (OEPP/CABI, 1996) qui a été introduite dans cette zone.

Les espèces du genre *Toxotrypana* font partie des espèces carpophages les plus importants économiquement en Amérique tropicale et subtropicale (Norrbom *et al.*, 2012). *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker est le principal ravageur de la papaye dans les régions tropicales et subtropicales du nouveau monde (Selman *et al.*, 1998). Selon ce même auteur, les dégâts causés à la papaye oscillent entre 2 et 30% entre le printemps et l'été en Floride.

3.2.3. Conséquences des dégâts causés aux fruits

Les dégâts causés par les espèces de Tephritidae frugivores d'importance économique sont à la base de la mise en place d'un système international de quarantaine rigoureux qui limite la commercialisation et l'exportation de plusieurs fruits ou l'imposition de taxes considérables à l'exportation (Landolt et Quilici, 1996). Ainsi, les infestations de ces mouches désorganisent non seulement les systèmes de production et d'échange mais aussi représentent un risque pour la diversité locale car pouvant entraîner des invasions biologiques (Duyck, 2005). Chaque année, à cause de ces mouches, des containers entiers en provenance d'Afrique sont interceptés, saisis et détruits par incinérations dans les ports et aéroports européens, causant de graves préjudices aux exportateurs (CTA, 2007). La plupart des interceptions de mangues africaines à l'entrée de l'Union Européenne de 2007-2009, ont eu lieu en France (Tableau 4). Le nombre d'interceptions en 2007, 2008, 2009 ont été respectivement 54, 21 et 38 (Guichard, 2009a, 2009b). Les saisies des mangues concernent particulièrement le Mali, le Sénégal et le Burkina Faso en Afrique de l'Ouest, le Cameroun en Afrique du Centre. Le nombre d'interceptions de mangue est passé d'environ 33 en 2006 à 92 en 2012 (Vayssières *et al.*, 2014).

Pour réduire les taux d'infestation de ces ravageurs en-dessous du seuil économique de nuisibilité, des méthodes de lutte ont été mise en place. Les différentes méthodes de lutte contre ces ravageurs concourent à leur suppression ou éradication. La suppression est l'application des mesures phytosanitaires dans une zone infestée pour réduire la population d'un ravageur alors que l'éradication consiste à l'élimination de ce ravageur de la zone (FAO, 2005).

Tableau 4 : Interceptions de lots de mangues infestées par les mouches des fruits en provenance d'Afrique (Guichard, 2009a, 2009b)

Cause: <i>Tephritidae</i>	Interceptions de Mangues en 2007			Interceptions de Mangues en 2008			Interceptions de Mangues en 2009		
	Nombre	Pays d'entrée	Période	Nombre	Pays d'entrée	Période	Nombre	Pays d'entrée	Période
Afrique de l'Ouest									
Burkina Faso	3	France	Avril-Juin	4	France	Mars-Mai	5	France	Avril-Mai
Côte d'Ivoire	–	–	–	–	–	–	2	France	Mai-Juillet
Gambie	–	–	–	1	Royaume Uni	Juillet	–	–	–
Ghana	1	Royaume Uni	Mai	–	–	–	2	Pays-Bas (1) Royaume Uni (1)	Mai-Juin
Guinée	–	–	–	1	France	Juin	–	–	–
Mali	14	France	Mai-Juillet	5	France (3) Pays-Bas (2)	Mai-Juillet	13	France	Mars-Juillet
Sénégal	15	France	Juillet-Septembre	2	France (1) Pays-Bas (1)	Juillet-Août	4	France (2) Royaume Uni (1) Belgique (1)	Juillet-Août
Togo	–	–	–	–	–	–	1	France	Mai
<i>Sous/total AO</i>	33			13			27		
Afrique du Centre									
Cameroun	17	France	Mars-Juin	5	France	Mai-Novembre	9	France (8) Suisse (1)	Février-Juin
République Centrafricaine	1	France	Avril	–	–	–	–	–	–
<i>Sous/total AC</i>	18			5			9		
Afrique de l'Est									
Kenya	2	France	Mai-Juin	3	France (1) Royaume Uni (2)	Février- Octobre	1	France	Février
Egypte	1	France	Août	–	–	–	1	France	Août
<i>Sous/total AE</i>	3			3			2		
Total Afrique	54			21			38		

AO : Afrique de l'Ouest ; AC : Afrique du Centre ; AE : Afrique de l'Est

4. Méthodes de lutte

4.1. Lutte chimique

Le contrôle des mouches des fruits repose encore trop souvent sur l'utilisation des pesticides, seuls ou mélangés à des attractifs alimentaires (Roessler, 1989). Les organochlorés, organophosphorés, carbamates, pyréthrinoïdes sont les différentes classes d'insecticides utilisées (Skouras *et al.*, 2007 ; Kakani et Mathiopoulos, 2008 ; Margaritopoulos *et al.*, 2008 ; Vontas *et al.*, 2011). Le traitement des sols par des insecticides en l'occurrence la deltaméthrine sous les plantes-hôtes permet de tuer les larves émergées des fruits et la suppression du processus de la nymphose qui ne s'effectue que dans le sol (Roessler, 1989 ; Verghese *et al.*, 2004). La combinaison des insecticides et des attractifs nécessite parfois l'utilisation des pièges.

4.1.1. Utilisation de pièges à liquide

Le piège de type McPhail considéré comme un piège de Tephritidae femelles est utilisé à cet effet (IAEA, 2003). Les attractifs alimentaires sont des pastilles de Torula (TOR) hydrosolubles ou des mélanges à base d'hydrolysats de protéines en l'occurrence le Nulure plus le Borax (NUB) (Vayssières et Sinzogan, 2008a). Ces pièges attirent essentiellement les femelles. Cependant, les mâles sexuellement immatures cherchant une alimentation protéique peuvent être capturés. Ces attractifs alimentaires sont mélangés à des insecticides tels que le fenthion, le malathion, la deltaméthrine (CTA, 2007 ; Mille, 2010). Les mouches des fruits attirées par l'appât, le consomment jusqu'à satiété et meurent sous l'effet de l'insecticide.

4.1.2. Technique d'annihilation des mâles (TAM) ou piégeage de détection

Les pièges à sec tels que le Jackson Trap, le Tephri Trap, le Steiner Trap, contiennent des attractifs sexuels (paraphéromones) qui attirent essentiellement les mâles (Vayssières et Sinzogan, 2008a). La technique d'annihilation des mâles consiste à suspendre une des différentes paraphéromones (méthyl eugénol, trimedlure, cuelure) à l'intérieur des trois différents pièges et à introduire au fond de ces derniers un insecticide tel que le 2,2-dichlorovinyl diméthyl-phosphate (DDPV). Les mouches sont alors attirées par les paraphéromones à l'intérieur des pièges et tuées par l'insecticide chimique. Le but de cette technique est de réduire drastiquement les populations des mâles pour empêcher ou réduire extrêmement l'accouplement entre mâles et femelles. Cette réduction d'accouplement entre les deux sexes, va minimiser les pontes des femelles dans les fruits et par conséquent baisser le niveau d'infestation dans les zones d'intervention. La TAM appliquée contre *B. dorsalis* au

Bénin a permis de réduire les infestations des mangues de 39,8% et de 46,8% respectivement pour les variétés Eldon et Kent (Hanna *et al.*, 2008). De même, ces auteurs ont confirmé la réduction du nombre de pupes de cette espèce de 60%.

L'utilisation de ces insecticides peut entraîner des résistances chez ces ravageurs tel que cela a été observé chez *B. oleae* (Tsakas et Krimbas, 1970 ; Stasinakis *et al.*, 2001 ; Skouras *et al.*, 2007) et *B. dorsalis* (Hsu *et al.*, 2004, 2006, 2008). De même, ils peuvent entraîner la contamination de l'environnement, la destruction des organismes non cibles (ennemis naturels) provoquant par conséquent la résurgence (réapparition) du ravageur, (Delrio, 1992 ; Waage, 1992).

4.2. Utilisation de bio-insecticides

L'utilisation des micro-organismes tels que les champignons et les bactéries entomopathogènes comme agents de lutte contre mouches des fruits est une alternative à l'utilisation des insecticides chimiques.

Le "Success Appat" est un mélange comprenant des substances alimentaires et un insecticide à base de spinosad issue d'une bactérie du sol, *Saccharopolyspora spinosa* (Vayssières et Sinzogan, 2008b). La mouche adulte est attirée par l'appât qu'elle consomme jusqu'à satiété et meurt rapidement sous l'effet du spinosad. Son utilisation dans les vergers de manguiers a permis de réduire de 70% les dommages causés aux mangues au Bénin (Vayssières *et al.*, 2009e).

De même, l'utilisation du champignon *Metarhizium anisopliae*, a été efficace dans le contrôle de *B. dorsalis* au Kenya (Ekesi *et al.*, 2011). Après son épandage au sol, les spores en contact avec les larves, pupes et adultes, germent, pénètrent dans la cuticule, croissent dans le corps de l'hôte et tue finalement ce dernier (Vayssières *et al.*, 2009a).

Les bio-insecticides en général, sont composés d'organismes vivants qui ont un spectre relativement restreint de ravageurs cibles ainsi que de températures et d'humidité relative à l'intérieur desquelles ils agissent de façon optimale. Ceci suggère qu'un bio-insecticide donné ne sera pas efficace dans toutes les conditions de température et d'humidité contre tous les ravageurs de cultures (Rocheffort *et al.*, 2006).

4.3. Lutte génétique ou technique de l'insecte stérile (TIS)

La Technique de l'Insecte Stérile (TIS) est une méthode de contrôle du ravageur utilisant des lâchers inondatifs d'insectes stériles pour réduire la fertilité de la population sauvage de la même espèce (FAO, 2005). Elle consiste à lâcher des mâles stériles qui s'accouplent avec des femelles sauvages. Ces dernières ne produisent que des œufs non

fécondés empêchant l'obtention d'une descendance. L'application réussie de cette méthode nécessite une connaissance parfaite de l'écologie du ravageur, de sa densité et de son évolution au cours du temps (Lindquist, 1969 ; Lindquist *et al.*, 1974). Grâce à la TIS, l'éradication de *B. cucurbitae* a été achevée au Japon en 1993 (Koyama *et al.*, 2004). Au Ghana, Ogaugwu *et al.* (2012) ont montré que les larves obtenues à partir de l'éclosion des œufs pondus par une femelle de *B. dorsalis* accouplée avec un mâle irradié au rayon gamma n'étaient pas viables. Cette technique est très coûteuse et n'est pas accessible aux agriculteurs, surtout dans les pays pauvres.

4.4. Lutte culturelle ou mesures prophylactiques

Les mesures prophylactiques consistent à ramasser les fruits piqués et tombés sous des fruitiers et à les sécher dans des sachets plastiques noirs fermés hermétiquement (Vayssières *et al.*, 2009a). Ceci permet de tuer les œufs, les larves et les pupes des mouches qui s'y trouvent. Ces fruits sont ensuite incinérés dans un trou ou un fût vide. En outre, le désherbage et le sarclage des vergers permet d'exposer les pupes hors du sol qui meurent par dessiccation. L'enfouissement des fruits infestés ramassés sur le sol dans des trous profonds à plus de 20 centimètres en dessous du sol permet d'éviter également des émergences d'adultes à partir de ces fruits infestés.

4.5. Lutte biologique

4.5.1. Utilisation de prédateurs

Les prédateurs sont des organismes autonomes qui au cours de leur vie attaquent, tuent et mangent leurs proies (Waage, 1992). *O. longinoda* est un prédateur généraliste qui se nourrit surtout d'insectes et en particulier de ravageurs de culture tels que les larves de Tephritidae (Vayssières et Sinzogan, 2008c). L'abondance de ces fourmis oecophylles dans un verger réduit considérablement les dégâts causés par les mouches des fruits (Van Mele *et al.*, 2007). Van Mele *et al.* (2009) ont montré que cette fourmi laissait des signaux sur les mangues qui masquent ou remplacent l'attrait des fruits et empêchent la ponte des mouches des fruits d'importance économique, telles que *B. dorsalis* et *C. cosyra*. De même, une fourmi d'Argentine *Libepithema humile* Mayr (Hymenoptera : Formicidae) cause la mortalité d'environ 39% de nymphes et des adultes de *C. capitata* nouvellement émergés (Wong *et al.*, 1984).

4.5.2. Utilisation de parasitoïdes

Les parasitoïdes sont des insectes dont les femelles pondent dans, sur ou à côté de l'insecte hôte et dont les larves issues des œufs se nourrissent à l'extérieur ou à l'intérieur de l'hôte et qui finissent par le tuer au cours de son développement (Waage, 1992). La durée relative de l'interaction entre l'hôte et le parasitoïde permet de distinguer les espèces idiobiontes et koïnobiontes (Askew et Shaw, 1986). Les espèces idiobiontes tuent et exploitent rapidement leurs hôtes. Ces espèces attaquent généralement les organismes immobiles ou à un stade de repos tels que les œufs, les pupes, les hôtes paralysés (Greathead *et al.*, 1992). Contrairement aux parasitoïdes idiobiontes, les Koïnobiontes permettent à leur hôte de continuer plus ou moins normalement leur développement avant de succomber sous l'effet du développement parasitaire (Askew et Shaw, 1986). Les parasitoïdes koïnobiontes n'injectent aucun venin à leurs hôtes au moment de la ponte. Chez les espèces de ce groupe de parasitoïdes associées aux mouches des fruits, l'hôte est situé près de la surface des fruits (Vayssières *et al.*, 2002). En conséquence, ces parasitoïdes attaquent les œufs ou les premiers stades larvaires qui sont plus proches de la surface de ces fruits. Ils sont généralement utilisés en contrôle biologique des Tephritidae frugivores (Vayssières *et al.*, 2002).

La gestion des populations sauvages des Tephritidae carpophages d'importance économique peut être effective au travers de la lutte biologique classique. Ce type de lutte biologique vise à introduire (acclimater) dans la culture à protéger un (ou plusieurs) auxiliaire(s) exotique(s) pour un établissement permanent et un contrôle durable des ravageurs (Wajnberg et Ris, 2007). Cette stratégie intervient le plus souvent dans le cas d'un ravageur exotique ne possédant pas d'ennemis naturels bien adaptés dans la zone envahie (Waage, 1992). Les espèces de la sous-famille des Opiinae (Braconidae) sont le plus souvent utilisées dans le cadre de contrôle biologique classique des mouches des fruits (Wharton et Gilstrap, 1983 ; Wharton, 1989 ; Waterhouse, 1993 ; Ovruski *et al.*, 2000 ; Billah *et al.*, 2008) (Tableau 5). Parmi les Opiinae, *F. arisanus* est inféodé aux œufs de mouches des fruits (Mohamed *et al.*, 2010). Introduite de Hawaï en Polynésie Française, cette espèce a permis de réduire les populations de *B. dorsalis*, *B. tryoni* et *Bactrocera kirki* Froggatt (Vargas *et al.*, 2007). Au Kenya, des études au laboratoire ont montré que le taux de parasitisme des œufs de *B. dorsalis* par *F. arisanus* était plus élevé que celui des autres espèces du genre *Ceratitis* étudiées (Mohamed *et al.*, 2010). Les résultats préliminaires des lâchers de ce parasitoïde au Kenya, en Tanzanie, en Mozambique et au Bénin ont montré un taux de parasitisme supérieur à 40% sur la mangue et la goyave (Ekesi et Mohamed, 2010).

Tableau 5 : Quelques parasitoïdes exotiques de la sous-famille des Opiinae utilisés en lutte biologique contre les mouches des fruits

Famille	Espèces	Origine	Mode de parasitisme	Hôtes possibles	Stade de l'hôte parasité	Fruits	Références
Braconidae	<i>Diachasmimorpha kraussii</i> Fullaway	Australie	Koinobionte	<i>Anastrepha</i> spp., <i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitidis</i> spp.	Larve	Combretaceae, Lecytidaceae, Myrtaceae, Rosaceae, Rutaceae, Solanaceae	Ero <i>et al.</i> , 2010, 2011; Bokonon-Ganta <i>et al.</i> , 2013
Braconidae	<i>Diachasmimorpha longicaudata</i> Ashmead	Asie	Koinobionte	<i>Anastrepha</i> spp., <i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitidis</i> spp., <i>T. curvicaudata</i>	Larve	Anacardiaceae; Caricaceae, Myrtaceae	Montoya <i>et al.</i> , 2000; Wang et Messing., 2004; Lopez-Martinez, 2005; Thompson, 2014
Braconidae	<i>Diachasmimorpha tryoni</i> Cameron	Australie	Koinobionte	<i>Anastrepha</i> spp., <i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitidis</i> spp.	Larve	Rosaceae, Rubiaceae, Rutaceae	Wong <i>et al.</i> , 1991; Duan <i>et al.</i> , 2000 ; Ovruski <i>et al.</i> , 2000 Vargas <i>et al.</i> , 2012a; Medina <i>et al.</i> , 2014
Braconidae	<i>Fopius arisanus</i> Sonan	Asie	Koinobionte	<i>Anastrepha</i> spp., <i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitidis</i> spp., <i>Dacus</i> spp.	Œuf	Anacardiaceae, Annonaceae, Combretaceae, Loganiaceae, Moraceae, Myrtaceae, Oxalidaceae, Rubiaceae	Renato <i>et al.</i> , 2001; Rousse <i>et al.</i> , 2006; Perez <i>et al.</i> , 2013; Vargas <i>et al.</i> , 2013; Yaakop et Aman, 2013

La méthode de lutte biologique classique est discutée en raison des effets secondaires non-intentionnels (l'attaque d'une ou plusieurs espèce(s) non initialement ciblée(s) ou l'entrée en compétition avec une ou plusieurs espèce(s) du même étage trophique) provoqués par les lâchers d'un agent de lutte biologique dans une zone agro-écologique donnée (Wajnberg et Ris, 2007). Pour éviter ces effets négatifs, le code de conduite pour l'importation et les lâchers d'un agent de contrôle biologique exotique dans une zone géographique donnée a été mis en place (FAO, 1996). Ce code consiste à (i) l'identification de l'agent de lutte adapté dans le pays d'origine du ravageur après étude de sa bio-écologie ; (ii) l'importation et la mise en quarantaine de l'agent de lutte après l'autorisation des autorités locales ; (iii) la réalisation des études approfondies sur sa biologie et les interactions avec les espèces indigènes sous quarantaine (iv) l'autorisation des lâchers par les autorités locales et (vi) suivi et évaluation des lâchers. Ainsi, le respect scrupuleux de ces normes établies par la FAO minimise les risques encourus lors de l'application de cette méthode (FAO, 1996).

En outre, le contrôle biologique des mouches de fruits par augmentation des populations de parasitoïdes indigènes est réel. En général, cette méthode est appliquée lorsque les espèces bénéfiques indigènes ne peuvent pas maîtriser les ravageurs ou lorsque les auxiliaires exotiques n'arrivent pas à survivre dans le milieu naturel où ils ont été introduits

(Waage, 1992). On procède par des lâchers inondatifs d'ennemis naturels qui vont agir comme « pesticides biologiques » pour maintenir les populations des ravageurs en dessous des seuils de dégâts économiques. Après l'établissement de *D. longicaudata* sur le continent américain (Vargas *et al.*, 2012a), il a été utilisé dans la lutte augmentative et a permis une réduction d'environ 70% des populations d'*Anastrepha* spp. dans les vergers de manguiers au Mexique (Montoya *et al.*, 2000). La plupart des parasitoïdes indigènes des Tephritidae frugivores d'Afrique appartiennent aux familles des Braconidae, Eulophidae, Chalcididae, Diapriidae, Pteromalidae (Vayssières *et al.*, 2002 ; Lux *et al.*, 2003b ; Vayssières *et al.*, 2011b ; Vayssières *et al.*, 2012) (Tableau 6). Les espèces appartenant à la famille des Braconidae telles que *Diachasmimorpha fullawayi* Silvestri, *Fopius ceratitivorus* Wharton, *Fopius caudatus* Szépligeti, *Psytalia cosyrae* Wilkinson et des Eulophidae à l'instar de *Tetrastichus giffardianus* Silvestri sont inféodées aux genres *Ceratitis*, *Dacus* et *Trirhithrum* (Lux *et al.*, 2003b). Ces mêmes auteurs affirmaient que le taux de parasitisme de ces mouches par les parasitoïdes susmentionnés était faible (1-10%) au cours de l'année au Kenya. Le contrôle des mouches des fruits d'importance économique par des lâchers inondatifs des parasitoïdes indigènes semble être limité en Afrique en raison des investissements très prohibitifs nécessaires pour leur élevage en masse (Lux *et al.*, 2003b).

4.6. Traitement post-récolte

Pour se conformer au règlement de quarantaine, des traitements après récoltes doivent être appliqués aux produits à exporter (Ekesi *et al.*, 2010). Très récemment, les insecticides de synthèse (fumigants) étaient les seuls moyens permettant d'exporter les fruits et légumes frais d'un pays présentant des mouches des fruits vers un autre qui en était indemne (Miller, 2010). De nos jours, le bromure méthylique, fumigant principal est considéré comme un agent destructeur de l'ozone et représente par ailleurs un danger pour l'utilisateur, le consommateur et l'environnement. Ainsi, des traitements à base de la chaleur et du froid ont été mis au point. Ces traitements thermiques portent les fruits frais à des températures limites de survie des insectes (Follett et Neven, 2006). Au Mexique, l'immersion des mangues dans une eau de température comprise entre 46,1 et 47°C pendant 95 minutes suffisait pour respecter les restrictions de quarantaine contre *C. capitata* (Hernandez *et al.*, 2012) ; alors qu'au Burkina Faso, c'est plutôt une température comprise entre 46,5 et 51°C pendant 75 minutes contre *B. dorsalis* qui est considérée et qui semble efficace (Self *et al.*, 2012). Au Kenya, les traitements continus des avocats par le froid (1,5°C au moins) durant 18 jours maintenait les restrictions de quarantaine contre *B. dorsalis* (Ware *et al.*, 2012).

Tableau 6 : Quelques espèces de parasitoïdes indigènes associés aux mouches des fruits

Famille	Espèces	Origine	Mode de parasitisme	Hôtes possibles	Stade de l'hôte parasité	Fruits	Références
Braconidae	<i>D. fullawayi</i>	Bénin, Côte d'Ivoire, Ghana, Kenya, Mali,	Koïnobionte	<i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitis</i> spp., <i>Trirhithrum</i> spp.	Larve	Anacardiaceae, Caricaceae, Oxalidaceae, Rubiaceae, Rutaceae, Solanaceae,	Lux <i>et al.</i> , 2003, Kadio <i>et al.</i> , 2011; Vayssières <i>et al.</i> , 2002, 2011,
Braconidae	<i>F. caudatus</i>	Bénin, Côte d'Ivoire, Kenya, Mali, Sénégal, Uganda	Koïnobionte	<i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitis</i> spp., <i>Trirhithrum</i> spp.	Œuf	Anacardiaceae, Annonaceae, Apocynaceae, Caricaceae, Icacinaceae, Rubiaceae, Sapotaceae,	Lux <i>et al.</i> , 2003, Vayssières <i>et al.</i> , 2002, 2011, 2012
Braconidae	<i>F. ceratitivorus</i>	Kenya, Afrique du Sud	Koïnobionte	<i>Ceratitis</i> spp.	Œuf	Rubiaceae	Kroder et Messing, 2010
Braconidae	<i>Fopius silvestrii</i> Wharton	Côte d'Ivoire, Ghana, Kenya, Sénégal	Koïnobionte	<i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitis</i> spp.	Larve	Annonaceae, Caricaceae, Icacinaceae, Oxalidaceae, Rubiaceae, Solanaceae	Lux <i>et al.</i> , 2003; Kadio <i>et al.</i> , 2011, Vayssières <i>et al.</i> , 2012
Braconidae	<i>Psytalia cosyrae</i> Wilkinson	Bénin, Côte d'Ivoire, Kenya, Mali, Sénégal, Uganda, Tanzanie,	Koïnobionte	<i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitis</i> spp.	Larve	Anacardiaceae, Annonaceae, Icacinaceae, Rubiaceae, Sapotaceae	Lux <i>et al.</i> , 2003; Vayssières <i>et al.</i> , 2002, 2011, 2012
Braconidae	<i>Psytalia concolor</i> Szépligeti	Sénégal	Koïnobionte		Larve	Annonaceae,	Vayssières <i>et al.</i> , 2012
Eulophidae	<i>T. giffardianus</i>	Bénin, Kenya, Mali,	Koïnobionte	<i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitis</i> spp., <i>Dacus</i> spp.	Larve	Cucurbitaceae, Myrtaceae, Rubiaceae, Solanaceae	Lux <i>et al.</i> , 2003; Vayssières <i>et al.</i> , 2002, 2011,
Pteromalidae	<i>P. vindemmiae</i>	Bénin, Mali	Idiobionte	<i>Bactrocera</i> spp., <i>Ceratitis</i> spp.	Pupe	Anacardiaceae,	Vayssières <i>et al.</i> , 2002, 2011,
Pteromalidae	<i>Spalangia</i> sp.	Mali	Idiobionte	<i>Ceratitis</i> spp.	Pupe	Anacardiaceae	Vayssières <i>et al.</i> , 2002

4.7. Lutte intégrée

En tenant compte du site de localisation des différents stades de développement des mouches des fruits et la coexistence de plusieurs espèces dans des systèmes de production de fruits et légumes, l'utilisation d'une seule méthode serait inefficace pour le contrôle de ces déprédateurs de fruits. L'approche gestion intégrée des ravageurs (IPM-package) constitue la meilleure méthode pour renforcer les économies des systèmes de production en réduisant les pertes de rendement et en permettant aux producteurs de se conformer à la stricte qualité des fruits sur le marché de l'exportation (Allwood et Drew, 1997 ; Ekesi et Billah, 2006). Cette approche consiste à promouvoir un ensemble de méthodes de contrôle saines pour l'environnement, efficaces, compatibles entre elles pour la réduction des populations des mouches des fruits d'importance économique et les maintenir en-dessous des seuils

économiques de nuisibilité (Vayssières *et al.*, 2009a). Au Sénégal, cette méthode a permis de contrôler à un taux de 83%, la population des mouches des fruits (Ndiaye *et al.*, 2008).

Conclusion

La famille des Tephritidae est subdivisée en Tephritidae frugivores et non frugivores. Les Tephritidae frugivores encore appelés mouches des fruits comportent des espèces d'importance économique appartenant aux genres *Anastrepha*, *Bactrocera*, *Ceratitis*, *Dacus*, *Rhagoletis* et *Toxotrypana*. Différentes méthodes telles que le contrôle chimique, prophylactique, génétique, biologique et voire intégrée sont mises en œuvre pour le maintien des populations sauvages de ces déprédateurs de fruits en-dessous des seuils économiques de nuisibilité. En dépit de toutes ces méthodes de gestion de populations de ces ravageurs de fruits, ces derniers constituent toujours la principale contrainte liée à la production des fruits et légumes de qualité en Afrique de l'Ouest en particulier et dans les régions tropicales et subtropicales en général.

CHAPITRE 2 : CADRE ET CONDITIONS DE L'ETUDE

I – CADRE D’ETUDE

Les travaux ont été réalisés dans deux zones écologiques du Togo ; la zone IV et V situées dans la partie méridionale.

1. Zone écologique IV

Le climat de la zone écologique IV est de type subéquatorial et est influencé par des précipitations liées au F.I.T. durant la saison des pluies et l’harmattan. Les données climatologiques disponibles et recueillies à Kouma-Konda couvrent janvier 2000 à décembre 2012. Ces données ont permis d’établir le diagramme ombrothermique (Figure 7). Ce climat est marqué par une saison pluvieuse (mars-novembre) et une saison sèche caractérisée par des mois écologiquement secs (décembre-février). Les moyennes thermiques varient entre 21 et 26°C. Les mois les plus chauds de l’année vont de janvier à avril et les plus frais de juillet à septembre. L’humidité relative liée à l’existence des forêts constitue un aspect modérateur de la chaleur ambiante. Les totaux pluviométriques moyens annuels oscillent autour de 1800 mm. La photopériode est d’environ 12 : 12 L:D.

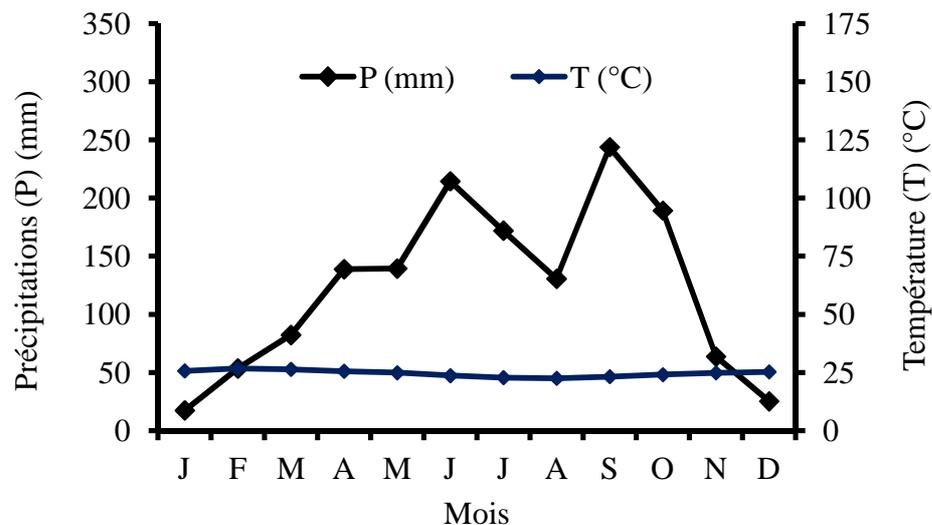


Figure 7 : Diagramme ombrothermique de Kouma-Konda à partir des moyennes (2000-2012) (Zone IV)

Source : Direction de la Météorologie Nationale (Station de Lomé Aéroport)

2. Zone écologique V

La zone écologique V jouit d’un climat tropical de type guinéen. Les données climatologiques obtenues à Lomé entre janvier 2000 et décembre 2012 ont permis de tracer le diagramme ombrothermique de cette zone (Figure 8). Elle est caractérisée par deux saisons

pluvieuses (avril-juillet et septembre-octobre) et deux saisons sèches (août et novembre-mars). Les températures moyennes mensuelles varient entre 26 et 30°C. Les précipitations moyennes annuelles avoisinent 932 mm avec une forte humidité relative tout le long de l'année (67 à 90% HR). La photopériode est également de 12 : 12 LD.

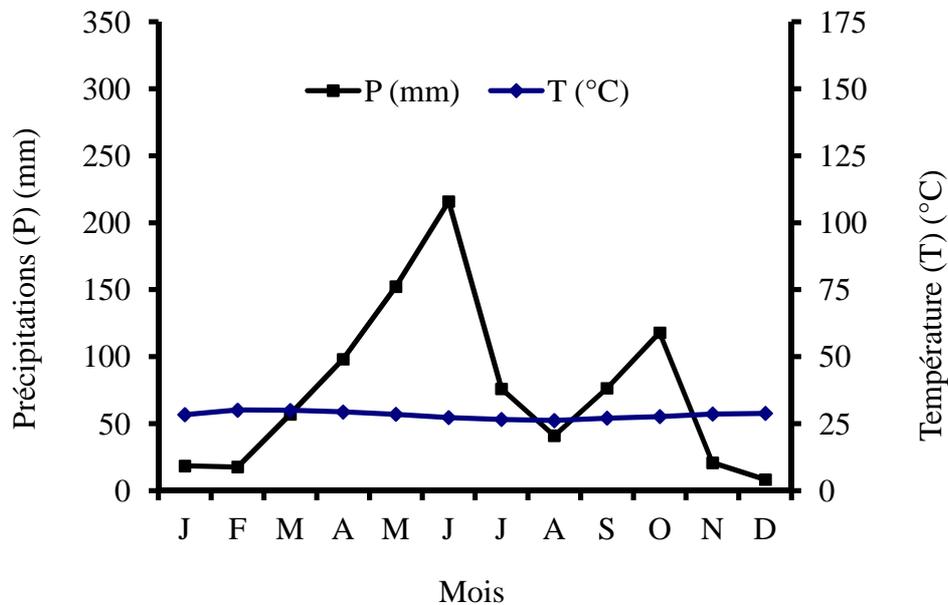


Figure 8 : Diagramme ombrothermique de Lomé à partir des moyennes (2000-2012) (Zone V)

Source : Direction de la Météorologie Nationale (Station de Lomé Aéroport)

3. Choix des sites de piégeage des espèces de Tephritidae

Les espèces de Tephritidae ont été capturées dans la partie sud-ouest de la zone écologique V située à l'extrême sud du Togo et la partie sud de la zone écologique IV. Dans la zone écologique V, les travaux ont été réalisés dans la zone urbaine à Lomé (Université de Lomé, site 1) et périurbaine de Lomé (Adétikopé, site 2 et Zopomahé, site 3). Adétikopé se situe au Nord de Lomé à environ 20 km et Zopomahé au Nord-Ouest à environ 15 km. Dans la zone écologique IV, les travaux ont été menés à Agou-Kébo-Dalavé (site 4), à Tové-Agbessia (site 5) et à Agomé-Adisitoé (site 6) situés respectivement à 106 km, 117,3 km et 129,6 km au nord-ouest de Lomé. Les coordonnées géographiques de différents sites de piégeage ont été enregistrées au GPS (Global Positioning System) au cours des travaux de terrains. Ces coordonnées ont été ensuite projetées sur un fond de carte à l'aide du logiciel Arcview GIS 3.2[®] pour l'établissement de la carte (Figure 9 et Tableau 7). Entre Tové-Agbessia et Agomé-Adisitoé se situe Kpalimé, une ville touristique où les fruits provenant des

localités environnantes sont convoqués pour la consommation et pour l'exportation. Au total 6 sites ont été choisis dont 3 par zone écologique.

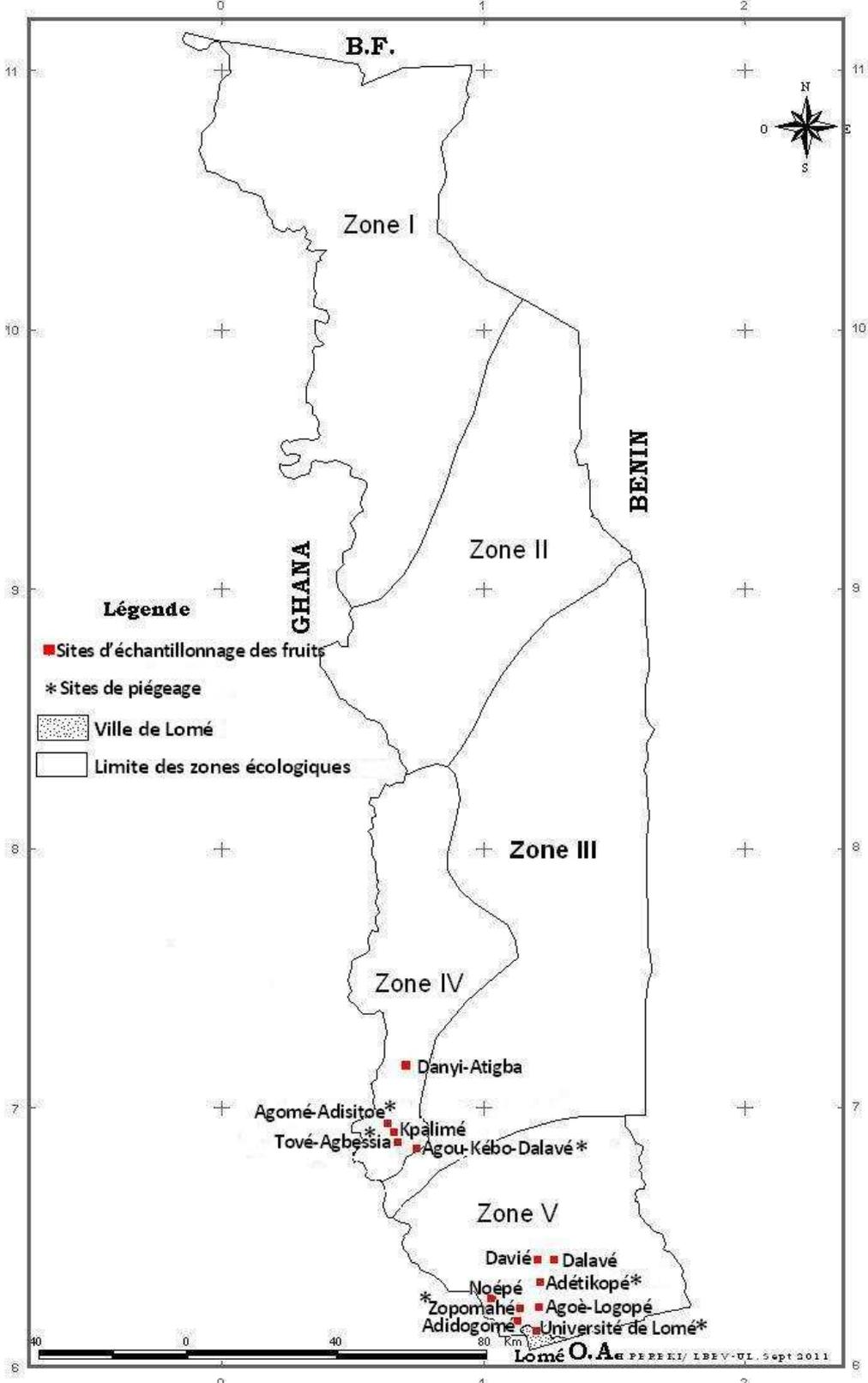


Figure 9 : Zones d'étude avec les différents sites de relevés

Tableau 7 : Coordonnées géographiques et altitude des différents sites de collecte de fruits

Zones d'étude	Localités	Longitudes	Latitudes	Altitudes (m)
Zone écologique IV	Agomé-Adisitoé	06°56'48"N	00°38'11"E	351
	Agou-Kébo-Dalavé	06°50'55,3"N	00°44'49,4"E	302
	Danyi-Atigba	07°08'54,8"N	00°41'18,8"E	847
	Kpalimé	06°54'09,7"N	00°37'18,7"E	272
	Tové-Agbessia	06°52'24"N	00°40'18"E	233
Zone écologique V	Adétikopé	06°19'53"N	01°13'01"E	48
	Adidogomé	06°11'27"N	01°09'0,5"E	39
	Agoè-Logopé	06°14'05,4"N	01°10'23,3"E	56
	Dalavé	06°23'03,7"N	01°14'26"E	63
	Davié	06°22'53,3"N	01°12'12,5"E	77
	Noépé	06°15'54,9"N	01°02'02,6"E	78
	Université de Lomé	06°10'08,5"N	01°13'05,1"E	36
	Zopomahé	06°13'55,9"N	01°08'16,3"E	59

4. Sites d'échantillonnage des fruits

Outre les sites de piégeage de Tephritidae, la collecte des fruits dans la zone écologique IV, a été faite à Danyi et à Kpalimé (Figure 9 et Tableau 7) situés respectivement à 120 km et 166 km au nord-ouest de Lomé. Dans la zone écologique V, cette collecte a été effectuée à Noépé, Adidogomé, Agoè-Logopé, Davié et Dalavé (Figure 9 et Tableau 7). Noépé, Adidogomé et Agoè-Logopé sont situés au nord-ouest de Lomé respectivement à environ 30, 12 et 15 km ; alors que Davié et Dalavé sont localisés au nord de Lomé respectivement à environ 25 et 31 km.

II – MATERIEL ET METHODES

Les différentes méthodes utilisées au cours des différentes parties de nos travaux seront présentées en début des chapitres. Dans cette partie, nous ne présenterons que le matériel utilisé au cours de notre étude. En outre, les méthodes d'élevage de l'espèce *B. dorsalis* et d'incubation des fruits seront exposées.

1. Matériel vivant

1.1. Matériel végétal

Le matériel végétal utilisé pour l'élevage de *B. dorsalis* est constitué de la mangue de variété Eldon (Figure 10). Cette variété de mangue est présente dans les zones d'étude et fait l'objet d'attaques des mouches des fruits en l'occurrence *B. dorsalis*. Elle est également une

des principales variétés d'intérêt commercial en Afrique de l'Ouest (CTA, 2007). Le choix du substrat est fait sur la base de performance de l'insecte en situation de choix. Seuls les fruits mûrs et sains de cette variété ont été utilisés au cours des expériences.



Figure 10 : Mangue de la variété Eldon

1.2. Matériel animal

Le matériel animal utilisé au cours des expérimentations au laboratoire est la souche sauvage de *B. dorsalis* (Figure 11).

1.2.1. Elevage de *B. dorsalis*

Les individus de cette espèce ont été obtenus par incubation des fruits dans des pots en plastique contenant du sable stérilisé et humidifié. Dans chaque pot, le sable était surmonté par du grillage sur lequel a été déposé deux mangues (Figures 12 et 13) échantillonnées à Lomé (06°10'08.5"N et 01°13'05.1"E). Les larves des Tephritidae qui ont pu émerger des fruits ont nymphosé dans le sable. Le pot a été ensuite recouvert par son couvercle qui a sa partie supérieure constituée de mousseline pour empêcher l'évasion des adultes de Tephritidae émergés (Figure 14). L'incubation de ces mangues infestées a été faite dans les conditions ambiantes de laboratoire. Ce laboratoire ou salle d'élevage est caractérisé par la présence de claustras protégées par du grillage de maille d'environ 1 mm de diamètre laissant passer les rayons solaires.

Pour renforcer l'intensité lumineuse, des ampoules néon ont été installées dans la salle d'élevage. En outre, le maintien de la photopériode dans cette salle, a été assuré par une minuterie programmable. Ainsi, l'élevage de la souche sauvage de *B. dorsalis* a été réalisé dans les conditions semi-naturelles ($27.5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79.5 \pm 3\%$ HR et environ 12 : 12 LD). La

température et l'humidité relative ont été relevées grâce à un thermohygromètre de poche « TROTEC ».

B. dorsalis a été élevé dans des cages (19×19×21 cm) (Figure 15) en plastique. Ces cages contenaient chacune un mélange de farine de soja et du sucre en poudre dans une boîte de Pétri et dans les proportions 4 : 1 ; de l'eau dans un pilulier, pour que les femelles se nourrissent et une mangue saine de variété Eldon portant de petites blessures effectuées artificiellement pour qu'elles pondent. Des couples de mouches issues de l'incubation des mangues échantillonnées ont été introduits dans les cages en raison de 50 couples par cage. Les mangues des cages ont été renouvelées tous les 5 jours. A l'issue de ce délai, ces mangues mises en contact des mouches dans les cages ont été incubées. Les adultes obtenus ont constitué la première génération et ont été placés dans des cages d'élevage. A partir de la deuxième génération (F₂) les adultes obtenus ont été utilisés pour la suite des expériences.



Figure 11 : Adultes de *B. dorsalis*



Figure 12 : Mangues infestées par les femelles de Tephritidae et en décomposition



Figure 13 : Pots d'incubation

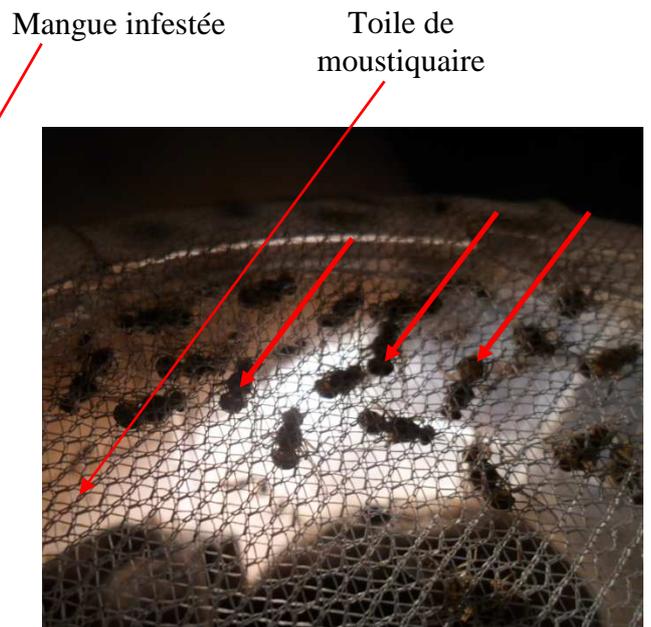


Figure 14 : Emergents de *B. dorsalis* dans un pot d'incubation (pointe des flèches)

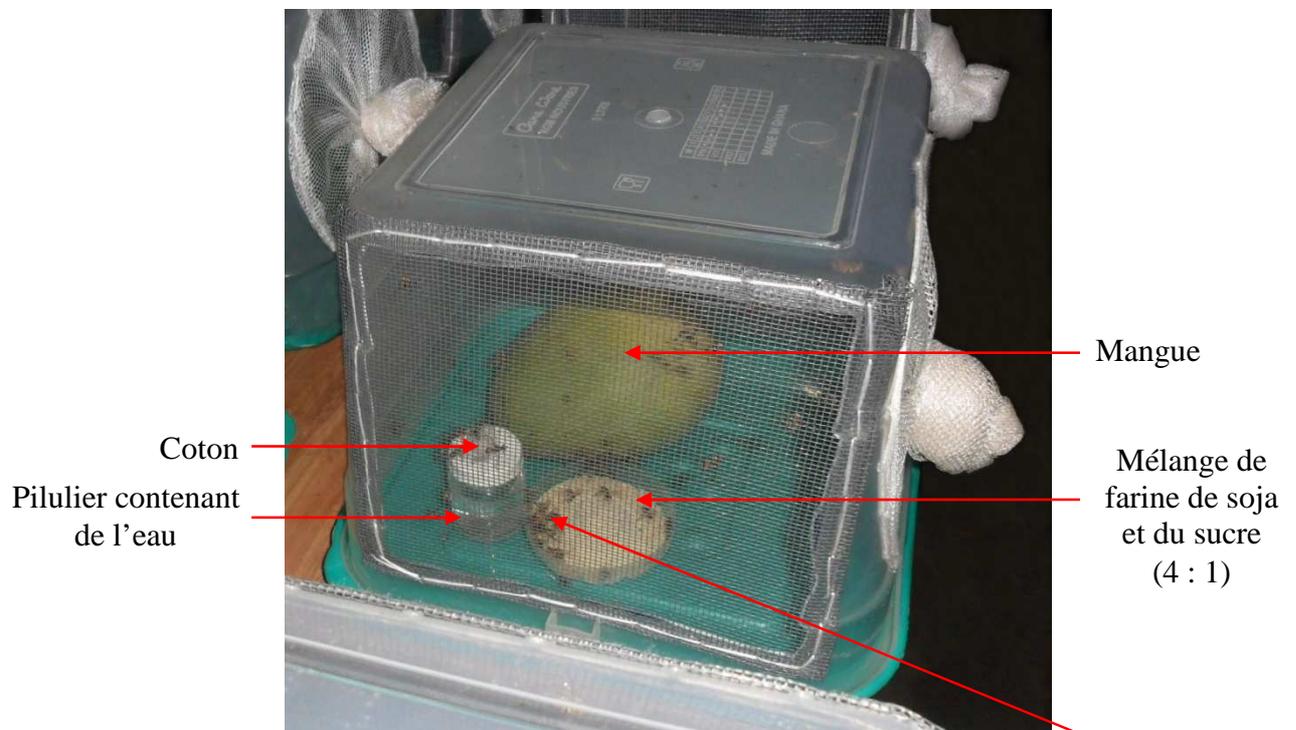


Figure 15 : Cage d'élevage

Adultes de *B. dorsalis* en train de se nourrir

2. Matériel de piégeage

2.1. Piège à sec

La capture des Tephritidae par piégeage dans les zones d'étude a été réalisée grâce à un piège utilisant un appât sec (Tephri Trap). Ce piège de forme cylindrique et en plastique est constitué d'une base jaune opaque et une partie supérieure blanc translucide (Figure 16). Ces deux parties sont séparées pour faciliter les relevés. La partie jaune du piège présente à sa base une ouverture tronconique et quatre ouvertures circulaires dans sa partie latéro-supérieure. Ces différentes ouvertures permettent l'entrée des mouches dans le piège et la diffusion de la paraphéromone (attractif) (Figure 17) qui est suspendue à l'intérieur du piège. L'insecticide chimique chargé de tuer les mouches dès leur entrée dans le piège est introduit au fond de celui-ci.

2.2. Paraphéromones

Les paraphéromones (attractifs sexuels) sont des substances chimiques précises qui attirent sélectivement les mâles de Tephritidae. Quatre types de paraphéromones ont été utilisés pour attirer les mouches. Ces paraphéromones ont été obtenues auprès de la société «International Pheromone Systems» en Angleterre (www.internationalpheromone.co.uk/).

Les quatre types de paraphéromones ont permis de capturer différentes espèces de mouches car chaque type d'attractif a un spectre bien défini en fonction de ses propriétés chimiques. White et Elson-Harris (1992), IAEA (2003) et Vayssières *et al.* (2004), ont donné les caractéristiques chimiques de ces paraphéromones :

- **Dacus dorsalis lure ou Methyl Eugenol (ME)** est un benzène, 1,2-dimethoxy-4- (2-propenyl) qui attire principalement les mâles de *Bactrocera* spp et *Ceratitis breinii* Guerin-Meneville ;
- **Cuelure H (CUE)** est un 4-(p-hydroxyphényl)-2-butanone acétate qui attire principalement les mâles de plusieurs espèces du genre *Dacus* et *B. cucurbitae* ;
- **Ceratitis capitata lure ou Trimedlure (TM)** est un t-butyl-4 (et 5),-chloro-2-methylcyclohexane-1-carboxylate qui attire principalement les mâles du genre *Ceratitis* ;
- **Terpinyl acétate lure (TA)** attire principalement les mâles du genre *Ceratitis* et également les femelles de *Ceratitis fasciventris* Bezzi.

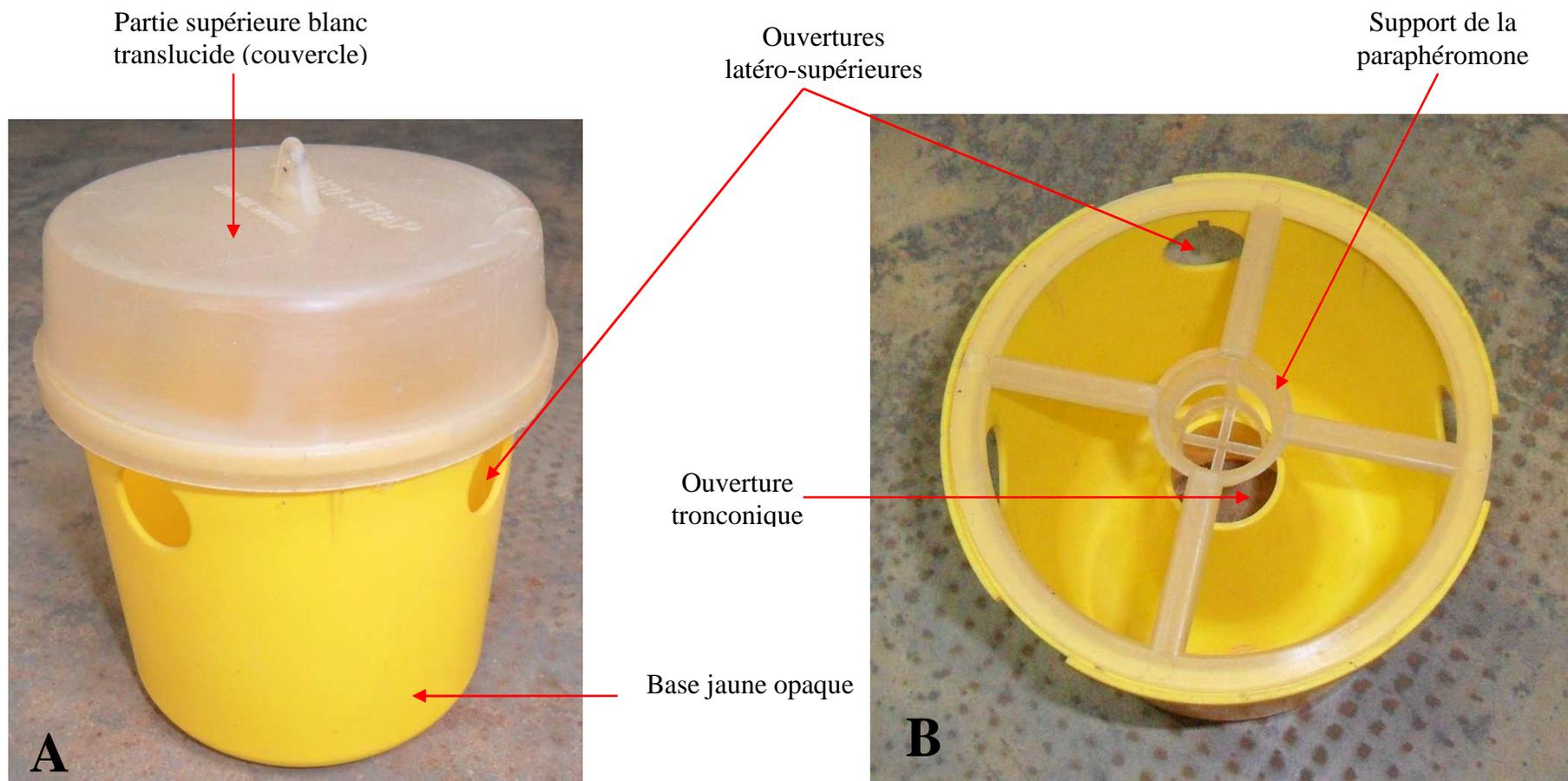


Figure 16 : Tephri Trap en vue externe (A) et sans couvercle (B)



Figure 17 : Methyl Eugenol (*Dacus dorsalis*)

A : avec emballage ; B : sans emballage

2.3. Insecticide chimique

Le DDVP (2,2-dichlorovinyl dimethyl-phosphate) (Figure 18) est l'insecticide chimique introduit à l'intérieur des pièges. Ce dernier tue rapidement les mouches qui entrent dans le piège en empêchant ainsi leur sortie.



Figure 18: DDVP

A : avec emballage ; B : sans emballage

3. Conservation des échantillons de Tephritidae

Les diverses mouches des fruits capturées dans les pièges et récupérées au cours des relevés ont été conservées dans de l'alcool 70° ou du Propylène glycole (Propane-1,2 Diol)

90%. De même, les Hyménoptères récupérés au cours de l'incubation des fruits ont été conservés dans ces solutions.

4. Préparation et montage des larves

Une solution d'hydroxyde de potassium (KOH) 5% a été utilisée pour ramollir et éclaircir les larves afin de faciliter leur montage entre lame et lamelle. De même, la fuschine a permis de colorer les larves avant leur montage. Elle a été préparée en mélangeant 10 ml d'une solution saturée de fuschine basique et 100 ml d'une solution à 5% d'acide phénique (acide carbolique). Enfin, la Gomme au Choral ou le liquide de FAURE a servi de milieu de montage. Ce milieu est constitué d'un mélange de 30 g de gomme arabique, 20 ml de glycérine, 50 g d'hydrate de chloral et 50 ml d'eau distillée.

**CHAPITRE 3 : DIVERSITE DES MOUCHES DES FRUITS (DIPTERA :
TEPHRITIDAE) ET DE LEURS PARASITOIDES AU SUD DU TOGO**

En Afrique de l'Ouest, l'inventaire des Tephritidae a été fait dans les pays environnants du Togo tels que le Bénin (Vayssières *et al.*, 2010a) et le Burkina Faso (Ouedraogo *et al.*, 2011) ; mais aussi dans d'autres pays de ladite région notamment en Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010), au Sénégal (Ndiaye *et al.*, 2012), au Nigéria (Umeh *et al.*, 2008) et au Niger (Zakari-Moussa *et al.*, 2012). De même, l'identification des parasitoïdes indigènes associés aux mouches des fruits dans cette zone a été effectuée au Bénin (Vayssières *et al.*, 2011b), au Mali (Vayssières *et al.*, 2002, 2004), au Sénégal (Vayssières *et al.*, 2012) et en Côte d'Ivoire (Kadio *et al.*, 2011).

Au Togo, les seuls travaux traitant de l'inventaire des mouches des fruits et de la fluctuation de leurs populations sont ceux réalisés dans la zone urbaine de Lomé (Amevoin *et al.*, 2009) et à Kpalimé (Vayssières *et al.*, 2014). Le reste des études effectuées n'a fait que signaler la présence çà et là de certaines espèces. Ainsi, *C. breinii* a été signalé pour la première fois à Sodo dans l'Akposso en 1982 (De Meyer, 1996) ; *B. dorsalis* a été identifié pour la première fois au Togo en Octobre 2004 (Drew *et al.*, 2005). Quant aux parasitoïdes, hormis les travaux de Steck *et al.* (1986) relatifs aux quelques espèces de parasitoïdes de *C. capitata* et Wharton (1987) qui a signalé quelques espèces l'instar de *Fopius silvestri* dans la zone écologique IV, aucune étude exhaustive sur la diversité des parasitoïdes indigènes associés aux mouches des fruits en général n'est disponible. Compte tenu du pourrissement des fruits à la grande désolation des producteurs, des commerçants et des consommateurs (Kossi, 2013), des études approfondies sur ces ravageurs et les ennemis naturels qui leur sont associés doivent être menées. L'objectif de cette étude est de disposer des données sur la diversité spécifique des Tephritidae et de leurs parasitoïdes qui sont le soubassement de la mise en place des méthodes de lutte contre ces ravageurs. Il s'agit de :

- inventorier les espèces de Tephritidae et leurs parasitoïdes dans deux zones écologiques du sud Togo ;
- identifier quelques plantes-hôtes de ces ravageurs dans les zones d'étude ;
- suivre les fluctuations de populations des espèces les plus abondantes.

I. MATERIEL ET METHODES

1. Inventaire floristique des différents sites de piégeage

L'inventaire floristique dans la zone d'étude a concerné les différents sites de piégeage. Cet inventaire a consisté à l'identification des principales espèces ligneuses et herbacées rencontrées sur ces sites. Toutefois, les espèces de plantes dont l'identification n'a

pas été possible sur place, ont été prélevées et conservées dans des herbiers en vue de leur détermination au laboratoire de botanique de la Faculté des Sciences de l'Université de Lomé.

2. Inventaire des espèces de Tephritidae et de leurs parasitoïdes dans les zones écologiques IV et V

2.1. Echantillonnage des fruits

Des échantillonnages de fruits ont été effectués dans 5 et 8 différentes localités respectivement dans la zone écologique IV et V. En général, les fruits ont été échantillonnés dans les champs, aux alentours des concessions et sur les arbres sauvages. Dans la zone écologique V, la collecte des fruits a pris en compte les vergers de manguiers (Davié, Adétikopé, Zopomahé, Université de Lomé) ; alors que dans la zone écologique IV, cette collecte a eu lieu dans les vergers d'avocatiers (Agou-Kébo-Dalavé, Danyi). Les fruits présentant des traces de piqûres ou apparemment sains ont été ramassés sous les arbres et les arbustes ou cueillis directement sur ces derniers. Ces fruits sont matures à l'exception des Cucurbitaceae dont les fruits matures et immatures ont été prélevés sur ces plantes.

De même, afin d'identifier sans difficulté les fruitiers sauvages, un herbier a été réalisé en vue de la détermination précise des plantes-hôtes au laboratoire de botanique de la Faculté des Sciences de l'Université de Lomé.

2.2. Incubation des fruits

Au laboratoire, les fruits récoltés ont été pesés afin de calculer le taux d'infestation des fruits par les Tephritidae frugivores. Ensuite, ces fruits pesés ont été mis en observation dans des pots en plastique précédemment décrits et étiquetés. Toutes les fois qu'il y a eu émergence d'adultes de Tephritidae ou d'Hyménoptères, ceux-ci ont été récupérés vivants grâce à un aspirateur à bouche, exposés au froid puis comptabilisés. De même, certains de ces individus ont été montés en vue de leur identification.

2.3. Piégeage des espèces de Tephritidae

2.3.1. Mise en place des pièges

Au total, 24 pièges (Tephri Trap) ont été placés dans les deux zones d'étude à raison de 4 par localité. Dans chaque localité, les pièges ont été placés dans des manguiers. Le fil supportant chaque piège (Figure 19) a été induit de graisse afin d'empêcher toute activité prédatrice des fourmis en l'occurrence les *Oecophylla* et *Crematogaster*. Sur chaque site, les pièges étaient distants d'environ 100 m pour éviter l'interférence entre les différentes paraphéromones. Les 4 types de paraphéromones ont été utilisés dans chacune de ces

localités. En tenant compte de leur durée de vie (IAEA, 2003), les paraphéromones ont été renouvelées tous les mois et l'insecticide chimique tous les deux mois pour garder l'efficacité du piège durant la période d'étude. Les pièges placés dans la zone écologique V ont fonctionné de juin 2008 à février 2009 (9 mois) et ceux de la zone écologique IV ont fonctionné d'octobre 2009 à mai 2010 (8 mois).



Fil (induit de graisse) supportant le piège

Figure 19 : Tephri Trap placé sur un manguiier au jardin botanique de l'Université de Lomé

2.3.2. Collecte de mouches capturées dans les pièges

La collecte des mouches a été faite une fois par semaine à l'aide des pinces souples (Figure 20). Au cours de la pose des pièges et de collecte des mouches, l'usage des gants a été de règle afin de se protéger et d'éviter toute infection des pièges par d'autres substances indésirables. Après toute collecte au niveau d'un piège et au moment de passer au piège suivant, les gants ont été changés afin d'éviter la pollution des autres attractifs par le Méthyl Eugénol. Les mouches récupérées ont été conservées dans de l'alcool à 70° ou du propylène glycol 90% dans des tubes (50 ou 25 ml) (Figure 20). Au laboratoire, elles ont été par la suite triées par espèce et le nombre d'individus de chaque espèce a été comptabilisé. Certains individus de chaque espèce ont été montés puis conservés dans une boîte entomologique en vue de leur identification.

2.4. Identification des espèces de Tephritidae et de leurs parasitoïdes

Les espèces de Tephritidae capturées par piégeage et récupérées lors de l'incubation des fruits ont été identifiées en utilisant le CD-ROM des travaux de référence pour l'Afrique (White, 2006), la clé d'identification du sous-genre *Pardalaspis* (De Meyer, 1996) et les

travaux portant sur les mouches des fruits d'Afrique (De Meyer et White, 2004). Tous les échantillons ont été ensuite envoyés au Musée Royal de l'Afrique Centrale (MRAC) à Tervuren en Belgique où ceux qui étaient déjà identifiés ont été réexaminés (pour confirmation) et ceux qui ne l'étaient pas encore l'ont été par des spécialistes.

De même, les Hyménoptères récupérés lors de l'incubation des fruits ont été identifiés à l'Institut International d'Agriculture Tropicale (IITA) à Cotonou au Bénin, en utilisant les clés d'identification des parasitoïdes des mouches des fruits élaborée par Wharton et Yoder (2005).

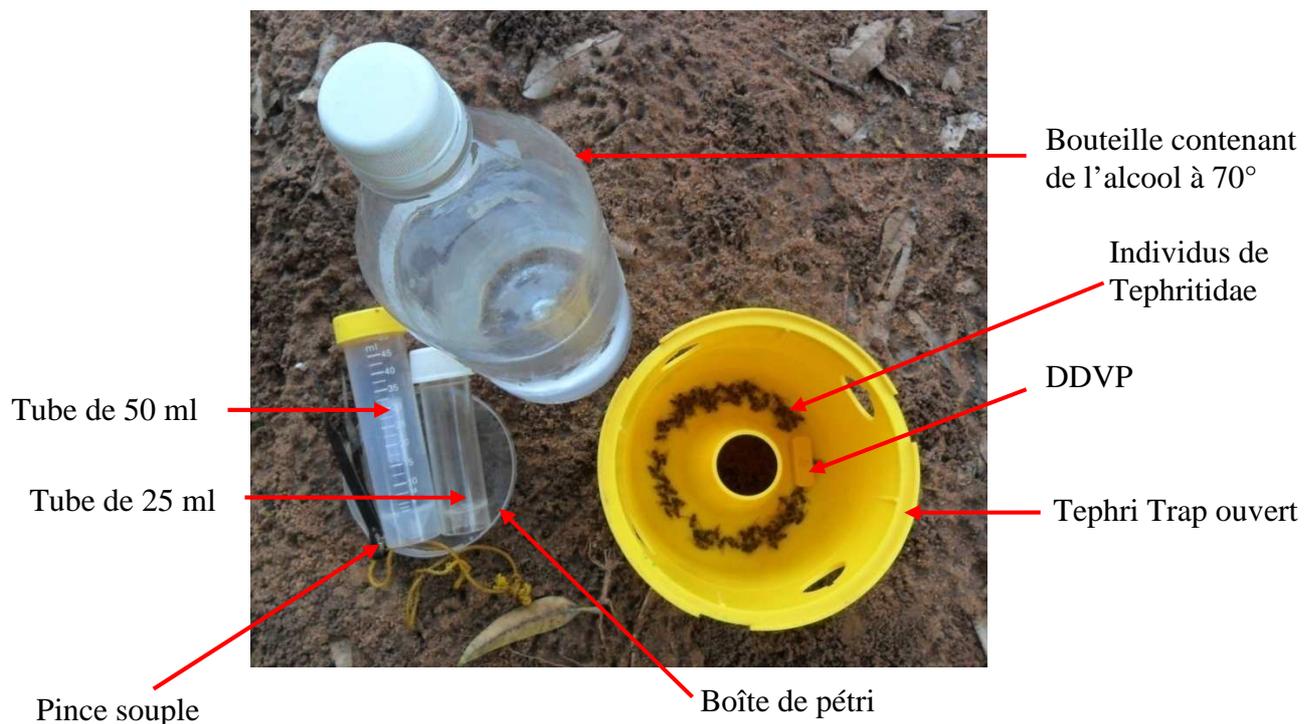


Figure 20 : Récupération et conservation des espèces de Tephritidae

3. Calcul des indices de diversité et de la prévalence

Les données brutes obtenues à partir du piégeage des Tephritidae ont été saisies grâce au logiciel Microsoft Excel 2003. Le tableau croisé dynamique a permis de traiter ces données en croisant certains paramètres (pièges avec type de paraphéromone utilisée, espèces capturées, abondance des espèces capturées, zones ou localités d'étude et dates des relevés) entre eux. Ainsi, il a été possible de déterminer l'abondance (effectif) et la prévalence des espèces capturées et d'évaluer la diversité alpha des zones d'étude.

3.1. Diversité alpha (α)

La diversité alpha est le nombre d'espèces coexistant dans un habitat uniforme de taille fixe (Morin et Findlay, 2001). Sa détermination a été faite par le calcul de la richesse spécifique (R) (équivalent au nombre total d'espèces), l'indice de diversité de Shannon (H'), d'équitabilité de Pielou (E) (Magurran, 1988 ; Kent & Coker, 1992) et l'indice de diversité de Simpson (S) (Morin et Findlay, 2001). L'indice de diversité de Shannon, de Simpson et l'équitabilité de Pielou ont été calculés selon les formules suivantes :

$$H' = - \sum_{i=1}^s p_i \log_2 (p_i) \quad E = \frac{H'}{H_{max}} = \frac{- \sum_{i=1}^s p_i \log_2 (p_i)}{\log_2 (s)}$$

$$S = 1 - D \quad \text{et} \quad D = \sum_{i=1}^s p_i^2$$

avec s = nombre d'espèces ;

p_i = proportion des individus de l'espèce i ;

D = probabilité pour que deux individus choisis au hasard appartiennent à la même espèce.

- H' varie de 0 (lorsque tous les individus appartiennent à une population) à $\log_2(s)$ (lorsque toutes les espèces ont la même abondance). Il est maximal quand les fréquences des espèces rencontrées présentent peu de différence entre elles.

- E varie de 0 à 1. Elle est proche de 0 si les abondances des espèces rencontrées sont très dissemblables et proches de 1 si toutes les espèces ont une abondance similaire.

- S varie de 0 à 1. La diversité est maximale pour S proche de 1 et minimale pour S proche de 0.

3.2. Diversité Bêta (β)

Elle mesure la différence ou la similarité existant entre habitats ou échantillons sur le plan de la diversité spécifique (Magurran, 1988). La composition spécifique des différentes localités des zones écologiques IV et V a été comparée grâce au coefficient de Sorensen (C_s). Seules les données liées à la présence et à l'absence des différentes espèces ont été utilisées. Ainsi, le coefficient de similarité a été calculé selon la formule suivante (Magurran, 1988) :

$$C_s = \frac{2j}{(a + b)}$$

- a = richesse dans la première localité d'étude ;
- b = richesse dans la deuxième localité d'étude ;
- j = espèce commune aux deux localités.

Le coefficient de Sorensen équivaut à 1 s'il y a similarité complète entre les localités comparées et à 0 si ces dernières n'ont aucune espèce commune.

Il y a similarité entre les localités comparées si ce coefficient est supérieur ou égal à 0,5.

3.3. Fluctuation des populations des espèces de Tephritidae dans les zones d'étude

Les effectifs (abondances) des différentes espèces de Tephritidae capturées par piégeage dans les différentes localités des zones écologiques IV et V durant toute la période d'étude, ont permis d'évaluer la prévalence (FTD) de chaque espèce selon la formule ci-dessous (IAEA, 2003). En effet, la prévalence équivaut au nombre moyen d'individus capturés dans les pièges en une journée.

$$FTD = \frac{F}{T \times D}$$

F = nombre total de mouches capturées ;

T = nombre de pièges inspectés ;

D = nombre moyen de jours pendant lesquels les pièges ont été exposés sur le terrain.

Le suivi des fluctuations de prévalence des diverses espèces de Tephritidae capturées durant la période d'étude, a permis de déterminer les périodes de pullulement de ces dernières.

4. Calcul du Taux de parasitisme

Le taux de parasitisme (T_p) des échantillons de fruits incubés a été calculé à l'aide de la formule suivante (Steck *et al.* 1986 ; Vayssières *et al.*, 2012) :

$$T_p = \frac{a}{(a + b)} \times 100$$

a = nombre total des parasitoïdes émergés de l'échantillon ;

b = nombre total d'adultes de mouches émergées de l'échantillon.

II. RESULTATS

1. Diversité spécifique des Tephritidae dans les zones écologiques IV et V

1.1. Diversité floristique des différents sites prospectés

Les six sites prospectés ont une richesse relative en plantes-hôtes des mouches des fruits (Annexe 1). Parmi les fruitiers cultivés, seul le manguiers est retrouvé sur les différents sites des deux zones écologiques. Sur les sites 1, 2 et 3 de la zone écologique V se trouvent des vergers de manguiers constitués de variétés Kent, Eldon, Gouverneur, Smith, Palmer ; alors que dans la zone écologique IV, les variétés Gouverneur et Palmer n'ont pas été observées sur les différents sites de piégeage. Le verger de manguiers du site 1 (Université de Lomé) est en association avec quelques pieds de papayers (*Carica papaya* L., Caricaceae) et celui du site 2 (Adétikopé) en association avec le palmier à huile (*Elaeis guineensis* Jacq, Arecaceae). De même, dans le verger du site 3 (Zopomahé) se trouvent quelques pieds de manguiers sauvages (*Irvingia gabonensis* (Aubry-Lecomte ex O'Rorke) Baill., Irvingiaceae), de mandariniers (*Citrus reticulata* Blanco, Rutaceae), de pamplemoussiers (*Citrus grandis* (Berman) Merr., Rutaceae), d'orangers (*Citrus sinensis* (L.) Osbeck, Rutaceae) et de cocotier, *Cocos nucifera* L. (Arecaceae).

Contrairement à la zone écologique IV, un verger d'avocatiers et une plantation de cacaoyers (*Theobroma cacao* L., Rubiaceae) sont observés respectivement sur les sites 4 (Agou-Kébo-Dalavé) et 5 (Tové-Agbessia). Quelques pieds de manguiers (Eldon et Kent) et de manguiers sauvages sont observés dans le verger d'avocatiers. Dans la plantation de cacaoyers, s'observent également quelques pieds d'avocatiers, de manguiers sauvages, de palmier à huile, de bananier (*Musa sapientum* L., Musaceae) et d'orangers. Sur le site 6 (Agomé-Adisitoé), une plantation de cacaoyers et de palmiers à huile sont associées aux manguiers (Eldon, Kent, Smith), bananiers, avocatiers et orangers.

Le bananier, le cacaoyer, l'avocatier et le pamplemoussier ne sont retrouvés que sur les différents sites de la zone écologique IV à l'exception du site 3 (Zopomahé) où l'avocatier et le pamplemoussier sont observés. Parmi les fruitiers sauvages, seul le manguiers sauvage se retrouve sur tous les sites des deux zones écologiques à l'exception du site 2 (Adétikopé). Seul le site 3 (Zopomahé) est similaire aux différents sites de la zone écologique IV sur le plan diversité spécifique en plantes fruitières.

Hormis le site 4 (Agomé-Adisitoé), les activités champêtres sont observées sur tous les différents sites des deux zones écologiques. Dans toute la zone d'étude, le maraîchage n'est pratiqué que sur le site 1 (Université de Lomé).

1.2. Diversité spécifique des Tephritidae

Grâce à la technique de piégeage et à l'incubation des fruits, 35 espèces de Tephritidae dont une indéterminée ont été inventoriées de juin 2008 à mai 2010 dans les zones écologiques IV et V confondues (Annexe 2). Ces espèces appartiennent à 9 genres (*Aethiothemara*, *Bactrocera*, *Carpophthoromyia*, *Celidodacus*, *Ceratitis*, *Conradtina*, *Dacus*, *Elaphromyia* et *Trirhithrum*) (Planches 1, 2 et 3), 5 tribus (Acanthonevrini, Adramini, Ceratitidini, Dacini, Tephrellini) et 4 sous-familles (Dacinae, Phytalmiinae, Tephritinae, Trypetinae). Les sous-familles Blepharoneurinae et Tachiniscinae semblent absentes des deux zones écologiques. Sur les 34 espèces identifiées jusqu'au niveau spécifique, la sous-famille des Dacinae présente la plus grande richesse spécifique avec 28 espèces (82,35%) alors que les sous-familles des Phytalmiinae (2,94%) et des Tephritinae (2,94%) sont les moins représentées avec 1 espèce chacune. De même, la sous-famille des Trypetinae représente les 11,76% (4 espèces) des 34 espèces identifiées. La sous-famille des Dacinae renferme des espèces de mouches qui sont principalement inféodées aux fruits charnus (carpophages) alors que les espèces de la sous-famille des Phytalmiinae, Tephritinae et Trypetinae sont généralement des non frugivores.

Parmi les 9 genres identifiés, *Dacus* est le plus important avec 12 espèces (35,29%). Les genres *Ceratitis*, *Trirhithrum*, *Celidodacus*, *Bactrocera* comporte respectivement 8 (23,53%), 5 (14,71%), 3 (8,82%) et 2 espèces (5,88%). Les genres *Aethiothemara*, *Carpophthoromyia*, *Conradtina*, *Elaphromyia* ne sont représentés que par 1 espèce chacun correspondant à 2,94%.



Planche 1 : Espèces appartenant aux genres *Aethiothemara*, *Bactrocera*, *Carpophthoromyia*, *Celidodacus*, *Conradtina* et *Trirhithrum* inventoriées dans les zones écologique IV et V. **A** : *A. fallacivena* (mâle) ; **B** : *B. cucurbitae* (mâle), **C** : *B. dorsalis* (femelle); **D** : *C. pseudotrilineata* (mâle); **E** : *Celidodacus* sp. (mâle) ; **F** : *Conradtina* sp. (femelle) ; **G** : *T. leonense* (femelle); **H** : *T. nigerrimum* (femelle).

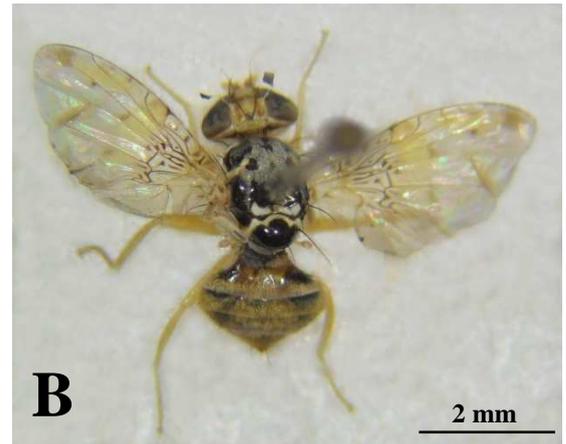


Planche 2 : Espèces du genre *Ceratit* recensées dans les zones écologiques IV et V. **A** : *C. breinii* (mâle); **B** : *C. capitata* (mâle); **C** : *C. colae* (mâle); **D** : *C. cosyra* (femelle); **E** : *C. ditissima* (femelle), **F** : *C. fasciventris* (mâle); **G** : *C. flexuosa* (mâle); **H** : *C. penicillata* (mâle).

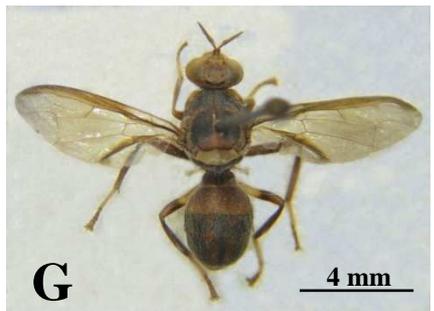
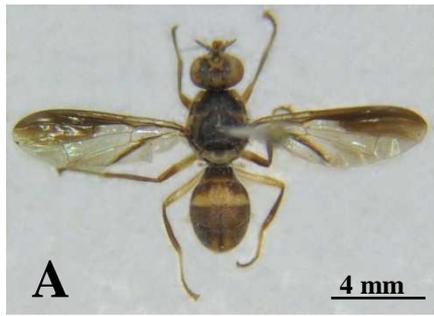


Planche 3 : Espèces du genre *Dacus* identifiées dans les zones écologiques IV et V. **A :** *D. armatus* (mâle) ; **B :** *D. bivittatus* (mâle) ; **C :** *D. ciliatus* (femelle) ; **D :** *D. diastatus* (mâle) ; **E :** *D. flavicrus* (mâle) ; **F :** *D. fuscovittatus* (mâle) ; **G :** *D. humeralis* (mâle) ; **H :** *D. langi* (mâle) ; **I :** *D. mediovittatus* (mâle) ; **J :** *D. pleuralis* (mâle) ; **K :** *D. punctatifrons* (mâle) ; **L :** *D. theophrastus* (mâle).

1.2.1. Relation entre plantes-hôtes et mouches des fruits

Sur 34 espèces de plantes incubées (Tableau 8), 25 sont associées aux mouches des fruits dans les deux zones écologiques confondues. Au total, 13 688 adultes de mouches (soit 7 017 mâles et 6 671 femelles) appartenant à 11 espèces (Tableau 9) ont émergés des 2 195 fruits, soit 78,70% de l'ensemble des fruits incubés. Sur les 25 espèces de plantes-hôtes identifiées dans les deux zones écologiques confondues, *B. dorsalis* est retrouvé sur 17 (68%) appartenant à 11 familles.

Tableau 8 : Fruits échantillonnés dans l'ensemble des zones écologiques IV et V et incubés au laboratoire

Familles des fruits incubés	Noms scientifiques des espèces incubées	Noms vulgaires des fruits incubés	Localité de provenance des fruits (Zone écologique)	Nb*	Pd**
	<i>Anacardium occidentale</i> L.	Anacardier	UL (V)	11	0,55
Anacardiaceae	<i>M. indica</i>	Manguier	U L (V), Adétikopé (V), Agomé-Adisitoe (IV), Davié (V)	175	87,45
	<i>Spondias mombin</i> L.	Prunier mombin	UL (V), Dalavé (V)	76	0,75
Annonaceae	<i>A. muricata</i>	Corossolier	Noépé (V), Davier (V)	16	7,35
	<i>A. senegalensis</i>	Pomme cannelle sauvage	UL (V)	28	0,70
Araceae	<i>Culcasia</i> sp	—	Agomé-Adisitoe	168	0,45
Caricaceae	<i>C. papaya</i>	Papayer	UL (V)	16	7,55
Combretaceae	<i>T. catappa</i>	Badamier	UL (V), Tové-Agbessia (IV)	123	3,10
	<i>C. lanatus</i>	Pastèque	UL (V)	38	19,25
Cucurbitaceae	<i>Cucumis sativus</i> L.	Concombre	UL (V)	7	1,75
	<i>Luffa aegyptiaca</i> Philip Miller	Courge éponge	UL (V)	57	14,25
	<i>Momordica charantia</i> L.	Margose	UL (V)	14	0,10
Euphorbiaceae	<i>D. floribunda</i>	—	UL (V)	321	1,70
Irvingiaceae	<i>I. gabonensis</i>	Manguier sauvage	UL (V), Zopomahé (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Danyi (IV)	264	65,60
Lauraceae	<i>P. americana</i>	Avocatier	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Danyi (IV)	70	32,70
	<i>A. africana</i>	Antiaris d'Afrique	Agou-Kébo-Dalavé (IV)	67	0,15
Moraceae	<i>F. sur</i>	Figuier du Cap	Agou-Kébo-Dalavé (IV)	26	0,30
	<i>F. vallis-choudae</i>	Yibbé	Tové-Agbessia (IV)	9	0,36
	<i>Ficus</i> sp.	Figuier	Agou-Kébo-Dalavé (IV)	148	0,35
Oxalidaceae	<i>A. carambola</i>	Carambolier	UL (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV)	57	2,60
Passifloraceae	<i>A. cissampeloides</i>	Corde de singe	Tové-Agbessia (IV)	216	1,30
Rubiaceae	<i>Nauclea diderrichii</i> Merrill	Acajou jaune d'Afrique	Adidogomé (IV)	151	7,50
	<i>Sarcocephalus. Latifolius</i> Sm	Pêcher africain	UL (V), Agomé-Adisitoe (IV)	98	5,45
	<i>C. grandis</i>	Pamplemoussier	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Kpalimé (IV)	47	22,40
	<i>C. limon</i>	Citronnier	Kpalimé (IV)	13	1,20
Rutaceae	<i>C. reticulata</i>	Mandarinier	Zopomahé (V)	16	2,00
	<i>C. sinensis</i>	Oranger	Agoè-Logopé (V), Zopomahé (V), Kpalimé (IV)	93	10,60
	<i>Murraya paniculata</i> (L.) Jack	Buis de Chine	UL (V)	35	0,09
Sapindaceae	<i>B. sapida</i>	Pommier d'aki	UL (V)	54	4,60
Sapotaceae	<i>Calophyllum inophyllum</i> L.	Laurier d'Alexandrie	UL (V)	31	0,80
	<i>P. alnifolia</i>	Aningré blanc	Agou-Kébo-Dalavé (IV)	45	0,56
Solanaceae	<i>Lycopersicum esculentum</i> Mill.	Tomate	UL (V)	58	3,82
Sterculiaceae	<i>C. millenii</i>	Cola du singe	Agomé-Adisitoe (IV)	65	7,15
Verbenaceae	<i>G. arborea</i>	Peuplier d'Afrique	UL (V), Tové-Agbessia (IV)	176	1,70

*Nombre de fruits incubés ; **Poids des fruits incubés en kg

Parmi les fruits cultivés, la mangue est la plus infestée par *B. dorsalis* avec un total de 5 653 adultes (2 939 mâles et 2 714 femelles) de cette espèce soit 64,64 mouches/kg de fruits. Quant aux fruits sauvages, les fruits du badamier sont les plus infestés (toutes zones confondues) par *B. dorsalis* avec 848 individus (409 mâles et 439 femelles) soit 273,55 mouches/kg de fruits.

En général, il n'y a aucune corrélation entre le poids des fruits incubés et leur taux d'infestation par les mouches des fruits (Figure 21).

Tableau 9 : Proportions des espèces de Tephritidae frugivores émergées de l'ensemble des fruits échantillonnés dans les zones écologiques IV et V et incubés au laboratoire

Espèces	Effectif	Pourcentage
<i>B. dorsalis</i>	11983	87,54
<i>B. cucurbitae</i>	170	1,24
<i>C. capitata</i>	259	1,89
<i>C. cosyra</i>	396	2,89
<i>C. ditissima</i>	28	0,20
<i>C. flexuosa</i>	100	0,73
<i>C. penicillata</i>	389	2,85
<i>D. armatus</i>	82	0,60
<i>D. ciliatus</i>	121	0,89
<i>D. flavicrus</i>	3	0,02
<i>T. leonense</i>	157	1,15
Total	13688	100,00

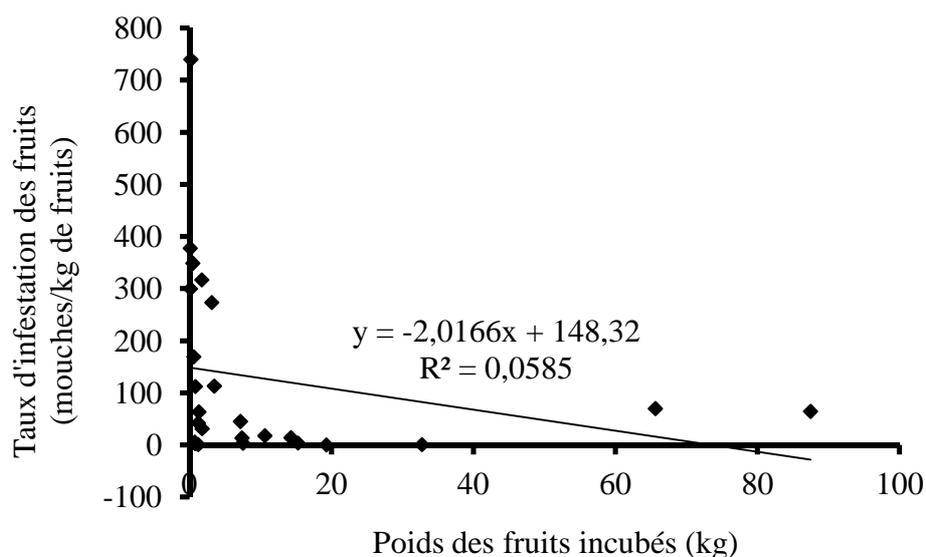


Figure 21 : Corrélation entre le poids des fruits incubés et leur taux d'infestation par les Tephritidae frugivores dans les deux zones d'étude

Dans la zone écologique IV, les 34,63% (966 fruits) de l'ensemble des fruits incubés dans les 2 zones confondues ont permis de récupérer 2 499 (soit 1265 mâles et 1 234 femelles) individus de mouches des fruits appartenant à 8 espèces à savoir *B. dorsalis* (58,58%), *C. penicillata* (13,13%), *C. cosyra* (9,48%), *C. capitata* (4,12%), *C. flexuosa* (4%), *C. ditissima* (1,12%), *D. armatus* (3,28%) et *T. leonense* (6,28%) (Annexes 3 et 4). Sur les 13 plantes-hôtes identifiées, *B. dorsalis* est retrouvé sur 10 avec un total de 1464 (702 femelles et 762 mâles) individus (Annexe 3).

Le taux d'infestation des fruits cultivés par *B. dorsalis* varie entre 0,11 et 26,73 mouches/kg de fruits. Ce taux est de 26,73 sur la mangue (collectée à Agomé-Adisitoe) et de 23,57 mouches/kg de fruits sur l'orange (échantillonnée à Kpalimé) (Annexe 3). En fonction des localités de provenance, le taux d'infestation du pamplemousse varie entre 0,56 et 2,10 mouches/kg de fruits et celui de l'avocat entre 0,11 et 1,17 mouche/kg de fruits (Annexe 3). De même, le taux d'infestation du citron en provenance de Kpalimé est de 0,83 mouche/kg de fruits incubés (Annexe 3). Ainsi, la mangue est le fruit cultivé le plus infesté par *B. dorsalis* dans la zone écologique IV.

Quant aux fruits sauvages, leur taux d'infestation par *B. dorsalis* varie entre 1,54 et 146,67 mouches/kg (Annexe 3). Le taux d'infestation des fruits du badamier en provenance de Tové-Agbessia par cette espèce est de 146,67 mouches/kg. En outre, le taux d'infestation de la mangue sauvage est de 36,85 mouches/kg de fruits à Danyi, 16,67 mouches/kg de fruits à Agou-Kébo-Dalavé et de 10,34 mouches/kg de fruits à Tové-Agbessia (Annexe 3). *A. africana*, *S. latifolius* et *A. cissampeloides* sont également infestés par *B. dorsalis* avec des taux d'infestation respectifs de 13,33 ; 2,03 et 1,54 individus/kg de fruits (Annexe 3). Parmi les fruits sauvages, ceux du badamier sont les plus infestés par *B. dorsalis* dans la zone écologique IV. Dans cette zone d'étude, seule *B. dorsalis* est récupéré des mangues incubées.

Comparativement à la zone écologique IV, 44,06% (1 229 fruits) de l'ensemble des fruits incubés dans les 2 zones confondues ont permis l'émergence de 11 189 (soit 5 753 mâles et 5 436 femelles) individus de mouches dans la zone écologique V. Ces mouches appartiennent à 7 espèces (Annexes 3 et 4) : *B. dorsalis* (94,01%), *B. cucurbitae* (1,52%), *C. cosyra* (1,42%), *C. capitata* (1,39%), *C. penicillata* (0,55%) *D. ciliatus* (1,08%) et *D. flavicrus* (0,03%). Sur 17 plante-hôtes identifiées dans cette zone, *B. dorsalis* est identifiée sur 11 avec un total de 10 519 (5 094 femelles et 5 425 mâles) individus (Annexe 3). Le taux d'infestation des fruits cultivés par *B. dorsalis* dans la zone écologique V fluctue entre 3 et 104,61 mouches/kg de fruits. Sur la mangue, ce taux est de 9,36 à Adétikopé, 31,47 à Davié et de 104,61 mouches/kg de fruits à l'Université de Lomé (Annexe 3). De même, le taux

d'infestation de l'anacarde en provenance de l'Université de Lomé est de 42,50 mouches/Kg de fruits incubés (Annexe 3). Cependant, les taux d'infestation des oranges sont de 24,12 et de 3 mouches/kg de fruits respectivement à Agoè-Logopé et Zopomahé. La mangue constitue également le fruit cultivé le plus infesté par *B. dorsalis* dans la zone écologique V.

En ce qui concerne les fruits sauvages, leur taux d'infestation par *B. dorsalis* est compris entre 3,73 et 325,45 individus/kg (Annexe 3). Les taux d'infestation des fruits de *T. catappa* (Université de Lomé), *D. floribunda* (Université de Lomé) et de *C. inophyllum* (Université de Lomé) par cette espèce sont élevés et respectivement de 325,45 ; 245,29 et 112,50 mouches/kg (Annexe 3). De même, ce taux est élevé sur les fruits de *I. gabonensis* échantillonné à l'Université de Lomé (143,97 mouches/kg de fruits) et faible sur ceux prélevés à Zopomahé (26,48 mouches/kg de fruits) (Annexe 3). Toutefois, les taux d'infestation des fruits issus de *A. muricata*, *A. senegalensis*, *S. mombin* et *N. diderrichii* par *B. dorsalis* sont très faibles et sont respectivement de 6,55 ; 5,71 ; 5 et 3,73 mouches/kg de fruits (Annexe 3). De même que dans la zone écologique IV, les fruits de *T. catappa* sont les plus infestés par *B. dorsalis* dans la zone écologique V.

Dans cette zone d'étude, *B. dorsalis* est également la seule mouche récupérée des mangues incubées.

A l'issue de l'incubation des fruits, sur les 25 plantes-hôtes identifiées dans les deux zones écologiques confondues, 17 sont associées à *B. dorsalis*. Dans la zone écologique IV, sur 13 plantes-hôtes identifiées, 10 sont inféodées à *B. dorsalis* ; alors que cette espèce est retrouvée sur 11 des 17 plantes-hôtes identifiées dans la zone écologique V. Quelque soit la zone écologique d'étude, *B. dorsalis* est la mouche la plus abondante sur les fruits. Dans chacune des deux zones écologiques, la mangue (fruit cultivé) et le fruit du badamier (fruit sauvage) sont les plus infestés par *B. dorsalis*.

1.2.2. Diversité alpha (α)

Au total 79 545 individus de mouches des fruits (toutes espèces confondues) sont capturés dans les 24 pièges à paraphéromones dont 95,895% (76 280 individus) appartiennent aux 2 espèces du genre *Bactrocera*. Les genres *Dacus*, *Ceratitis*, *Conradtina*, *Aethiothemara*, *Celidodacus*, *Trirhithrum*, *Carpophthoromyia* et *Elaphromyia* représentent respectivement 3,424% (2 724 individus), 0,549% (437 individus), 0,096% (76 individus), 0,014% (11 individus), 0,010% (8 individus), 0,006% (5 individus), 0,003% (2 individus) et 0,001% (1 individu) des individus capturés. *B. dorsalis* est l'espèce la plus abondante avec 94,34%

(75039 individus) de l'ensemble des mouches capturées par les pièges dans les 2 zones écologiques confondues (Annexe 5).

Dans la zone écologique V, 20 espèces sont inventoriées grâce au piégeage et à l'incubation des fruits. Elles appartiennent aux genres *Bactrocera*, *Celidodacus*, *Ceratitis*, *Dacus*, *Elaphromyia* et *Trirhithrum*. *B. dorsalis* et *B. cucurbitae* sont présentes dans cette zone. Un total de 1 5071 mouches a été capturé par les 12 pièges à paraphéromones. *B. dorsalis* est l'espèce la plus abondante (12 927 individus) et ayant le pourcentage le plus élevé (85,77%). Dans la zone urbaine de Lomé (Université de Lomé), 13 espèces de mouches appartenant à 6 genres (*Bactrocera*, *Celidodacus*, *Ceratitis*, *Dacus*, *Elaphromyia* et *Trirhithrum*) ont été capturées dans les 4 pièges à paraphéromones placés dans cette localité (Annexe 5). A Adétikopé, 9 espèces de mouches appartenant plutôt à 3 genres (*Bactrocera*, *Ceratitis* et *Dacus*) ont été capturées. Les mêmes genres (*Bactrocera*, *Ceratitis* et *Dacus*) recensés à Adétikopé se sont retrouvés également à Zopomahé et sont représentés par 12 espèces (Tableau 6). Dans les 3 localités, *B. dorsalis* est l'espèce la plus abondante (7 608 individus (86,45%) à l'Université de Lomé, 2 351 individus (90,04%) à Adétikopé, 2 968 individus (81,09%) à Zopomahé). De même, la prévalence de *B. dorsalis* est la plus élevée dans les 3 localités avec 31,05 mouches/piège/jour à l'Université de Lomé ; 9,60 mouches/piège/jour à Adétikopé et 12,11 mouches/piège/jour à Zopomahé (Annexe 5). La densité de *B. dorsalis* est plus importante dans la zone urbaine de Lomé que dans les zones périurbaines (Adétikopé et Zopomahé). En général, les indices de diversité de Shannon (0,815 bits pour l'Université de Lomé ; 0,674 bits pour Adétikopé ; 1,029 bits pour Zopomahé) et de Simpson (0,246 pour l'Université de Lomé ; 0,186 pour Adétikopé et 0,329 pour Zopomahé) sont faibles (Tableau 10) dans la zone écologique V. L'équitabilité de Pielou est également faible (0,257 pour l'Université de Lomé ; 0,212 pour Adétikopé et 0,287 pour Zopomahé).

Dans la zone écologique IV, 28 espèces appartenant à 8 genres (*Aethiothemara*, *Bactrocera*, *Carpophthoromyia*, *Celidodacus*, *Ceratitis*, *Conradtina*, *Dacus* et *Trirhithrum*) sont inventoriées par les mêmes méthodes. *B. dorsalis* et *B. cucurbitae* sont toujours présentes dans cette zone. Un total de 64 473 mouches est capturé par les 12 pièges à paraphéromones. *B. dorsalis* est également l'espèce la plus abondante (62 112 individus) et ayant le pourcentage le plus élevé (96,34%).

A Agou-Kébo-Dalavé, 22 espèces de mouches appartenant à 7 genres (*Aethiothemara*, *Bactrocera*, *Carpophthoromyia*, *Celidodacus*, *Ceratitis*, *Conradtina* et *Dacus*) ont été capturées dans les 4 pièges à paraphéromones placés dans cette localité (Annexe 5). A Tové-Agbessia, 19 espèces de mouches appartenant aux genres *Aethiothemara*, *Bactrocera*,

Ceratitis, *Conradina* et *Dacus* ont été capturées (Annexe 5). De même à Agomé-Adisitoe, 19 espèces (dont une indéterminée jusqu'au niveau spécifique) appartenant également à 5 genres (*Bactrocera*, *Celidodacus*, *Ceratitis*, *Dacus*, *Trirhithrum*) y ont été inventoriées (Annexe 5). Dans les 3 localités, *B. dorsalis* est l'espèce la plus abondante (18 411 individus à Agou-Kébo-Dalavé, 14 734 individus à Tové-Agbessia, 28 967 individus à Agomé-Adisitoe) et ayant le pourcentage le plus élevé (96,58% à Agou-Kébo-Dalavé, 91,71% à Tové-Agbessia, 98,71% à Agomé-Adisitoe) (Annexe 5) avec des prévalences de 27,52 mouches/piège/jour à Agou-Kébo-Dalavé ; 22,02 mouches/piège/jour à Tové-Agbessia et 43,30 mouches/piège/jour à Agomé-Adisitoe (Annexe 5). Agomé-Adisitoe est donc plus infestée par *B. dorsalis* que les sites Agou-Kébo-Dalavé et Tové-Agbessia. Les indices de diversité de Shannon (0,137-0,651), de Simpson (0,026-0,158) et l'équitabilité de Pielou (0,033-0,153) sont également faibles pour les trois localités de la zone écologique IV (Tableau 10).

Dans nos conditions d'étude, la zone écologique IV est plus riche en Tephritidae (28 espèces) que la zone écologique V (20 espèces). Les genres *Aethiothemara*, *Carpophthoromyia* et *Conradina* semblent absents de la zone écologique V, tandis qu'*Elaphromyia* n'est pas observé dans la zone écologique IV. En tenant compte des résultats de piégeage, le nombre de mouches capturées dans la zone écologique IV est plus élevé (64 473 mouches) que celui de la zone écologique V (15 071 mouches). De même, l'effectif de *B. dorsalis* est plus élevé dans la zone écologique IV (62 112 individus) que dans la zone écologique V (12 927 individus) avec des pourcentages respectifs de 96,34 et 85,77.

Tableau 10 : Différents indices de diversité des différents sites prospectés dans les zones écologiques IV et V en fonction des résultats du piégeage

Indices de diversité	Zone écologique IV			Zone écologique V		
	Agomé-Adisitoe	Agou-Kébo-Dalavé	Tové-Agbessia	Adétikopé	Université de Lomé	Zopomahé
Richesse spécifique	19	22	19	9	13	12
Indice de diversité de Shannon (H') (en bits)	0,137	0,308	0,651	0,674	0,815	1,029
Diversité maximale (Hmax)	4,248	4,459	4,248	3,17	3,807	3,585
Equitabilité	0,032	0,069	0,153	0,212	0,257	0,287
Indice de diversité de Simpson (S)	0,026	0,067	0,158	0,186	0,246	0,329
Effectif total de mouches capturées	29 345	19 062	16 066	2 611	8 801	3 660

1.2.3. Diversité Bêta (β)

Les résultats obtenus à partir des relevés de piégeage et de l'incubation des fruits montrent la présence de 13 espèces communes aux zones écologiques IV et V.

Le coefficient de similarité de Sorensen étant égal à 0,542 (Tableau 11) montre qu'il y a une similarité du point de vue diversité spécifique en mouches des fruits entre les zones écologiques IV et V.

Grâce au piégeage et à l'incubation des fruits, un total de 12 espèces de Tephritidae est recensé à Zopomahé, 14 à l'Université de Lomé et 9 à Adétikopé. Le coefficient de similarité de Sorensen montre qu'il y a une similarité sur le plan diversité spécifique en Tephritidae entre l'Université de Lomé et Zopomahé, l'Université de Lomé et Adétikopé et entre Zopomahé et Adétikopé (Tableau 11). Ainsi, les 3 localités prospectées dans la zone écologique V sont similaires en matière de diversité en mouches des fruits.

Dans la zone écologique IV, 24 espèces de mouches sont recensées à Agou-Kébo-Dalavé, 19 à Tové-Agbessia et 20 à Agomé-Adisitoe. Le coefficient de similarité de Sorensen montre qu'il y a également une similarité du point de vue diversité spécifique en Tephritidae entre les trois localités de cette zone (Tableau 11).

Seul Zopomahé est similaire à chacune des trois localités de la zone écologique IV en termes de diversité spécifique en mouches des fruits (Tableau 11).

Tableau 11 : Similarité entre les différents sites prospectés dans les zones écologiques IV et V

Localités d'étude	Coefficient de similarité de Sorensen					
	Tové-Agbessia	Agou-Kébo-Dalavé	Zopomahé	Adétikopé	Agomé-Adisitoe	Zone V
Université de Lomé	0,352	0,410	0,592	0,583	0,400	–
Agomé-Adisitoe	0,667	0,727	0,625	0,483	–	–
Adétikopé	0,428	0,485	0,761	–	–	–
Zopomahé	0,516	0,611	–	–	–	–
Agou-Kébo-Dalavé	0,837	–	–	–	–	–
Tové-Agbessia	–	–	–	–	–	–
Zone IV	–	–	–	–	–	0,542

1.2.4. Efficacité des pièges

Au cours de toute période des piégeages, CUEH a attiré 16 espèces de mouches appartenant à 5 genres (*Dacus* (11 espèces), *Bactrocera* (2 espèces), *Aethiothemara* (1 espèce), *Carpophthoromyia* (1 espèce) et *Conradtina* (1 espèce)) dans les zones écologiques IV et V (Tableau 12). Un total de 4 014 individus de mouches (toute espèce confondue) est capturé dans les 6 pièges à CUEH (dont 3 dans chacune des 2 zones écologiques), ce qui

représente 5,05% des 79 545 individus de mouches capturées (Tableau 12). *B. cucurbitae* est l'espèce la plus capturée dans les pièges à CUEH (30,62%), suivi de *D. bivittatus* (29,17%), de *D. humeralis* (15,15%) et de *D. punctatifrons* (13,80%).

Tableau 12 : Pourcentage des différentes espèces de Tephritidae capturées par les différents pièges à paraphéromones dans les deux zones écologiques confondues

Espèces capturées	CUEH		ME		TA		TM		Total
	Eff	%	Eff	%	Eff	%	Eff	%	
<i>A. fallacivena</i>	2	0,05	9	0,01	–	–	–	–	11
<i>B. cucurbitae</i>	1229	30,62	–	–	8	11,43	4	1,37	1241
<i>B. dorsalis</i>	59	1,47	74978	99,74	2	2,86	–	–	75039
<i>C. pseudotritea</i>	2	0,05	–	–	–	–	–	–	2
<i>C. obnubilis</i>	–	–	1	0,00	1	1,43	–	–	2
<i>Celidodacus</i> sp ₁ .	–	–	5	0,01	–	–	–	–	5
<i>Celidodacus</i> sp ₂ .	–	–	–	–	1	1,43	–	–	1
<i>C. breinii</i>	–	–	167	0,22	–	–	–	–	167
<i>C. capitata</i>	–	–	–	–	7	10,00	208	71,48	215
<i>C. colae</i>	–	–	–	–	2	2,86	9	3,09	11
<i>C. cosyra</i>	–	–	–	–	26	37,14	–	–	26
<i>C. ditissima</i>	–	–	4	0,01	1	1,43	1	0,34	6
<i>C. fasciventris</i>	–	–	–	–	4	5,71	3	1,03	7
<i>C. penicillata</i>	–	–	–	–	2	2,86	3	1,03	5
<i>Conradtina</i> sp.	75	1,87	1	0,00	–	–	–	–	76
<i>D. armatus</i>	165	4,11	1	0,00	3	4,29	8	2,75	177
<i>D. bivittatus</i>	1171	29,17	1	0,00	6	8,57	36	12,37	1214
<i>D. diastatus</i>	16	0,40	–	–	–	–	–	–	16
<i>D. flavicrus</i>	2	0,05	–	–	–	–	–	–	2
<i>D. fuscovittatus</i>	33	0,82	–	–	–	–	2	0,69	35
<i>D. humeralis</i>	608	15,15	–	–	2	2,86	8	2,75	618
<i>D. langi</i>	8	0,20	–	–	–	–	1	0,34	9
<i>D. mediovittatus</i>	58	1,44	–	–	–	–	4	1,37	62
<i>D. pleuralis</i>	22	0,55	–	–	–	–	1	0,34	23
<i>D. punctatifrons</i>	554	13,80	–	–	2	2,86	2	0,69	558
<i>D. theophrastus</i>	10	0,25	–	–	–	–	–	–	10
<i>E. adatha</i>	–	–	–	–	–	–	1	0,34	1
<i>T. nigerrimum</i>	–	–	1	0,00	–	–	–	–	1
<i>T. nigrum</i>	–	–	–	–	2	2,86	–	–	2
<i>T. obscurum</i>	–	–	1	0,00	–	–	–	–	1
<i>Trirhithrum</i> sp.	–	–	–	–	1	1,43	–	–	1
Tephritidae	–	–	1	0,00	–	–	–	–	1
Effectif total	4014		75170		70		291		79545
Pourcentage des individus	5,05		94,50		0,09		0,37		100,00
Nombre d'espèces capturées	16		12		16		15		—

^{Eff} Effectif ; % Pourcentage ; CUEH : Cuelure ; ME : Méthyl Eugenol ; TA : Terpényl Acétate ; TM : Trimedilure

Les 6 pièges à ME n'ont capturé au total que 12 espèces de mouches regroupées en 7 genres (*Celidodacus* (2 espèces), *Ceratitis* (2 espèces), *Dacus* (2 espèces), *Trirhithrum* (2 espèces), *Aethiothemara* (1 espèce), *Bactrocera* (1 espèce) et *Conradtina* (1 espèce)) (Tableau 12). Au total, 75 170 individus de mouches ont été capturés ce qui représente 94,50% de l'ensemble des mouches capturées par piégeage à raison de 3 pièges par zone écologique. Le Methyl Eugenol est par conséquent la paraphéromone qui a permis la capture du plus grand nombre de mouches. *B. dorsalis* est l'espèce la plus capturée (99,74% des 75 170 individus de mouches capturées) (Tableau 12). Seuls les pièges à ME sont capables d'attirer et de capturer les mâles de *C. breinii* (167 individus).

Les pièges à Terpinyl acétate ont capturé 16 espèces de Tephritidae appartenant aux genres *Ceratitis* (6 espèces), *Dacus* (4 espèces), *Bactrocera* (2 espèces), *Celidodacus* (2 espèces) et *Trirhithrum* (2 espèces) (Tableau 12). Un total de 70 individus de mouches a été capturé dans les 6 pièges à Terpinyl acétate (dont 3 dans la zone écologique IV et 3 dans la zone écologique V) ce qui représente 0,09% des 79 545 individus de mouches capturées. *C. cosyra* est l'espèce la plus capturée (37,14% des 70 individus de mouches capturées) (Tableau 12).

Les pièges à TM ont capturé 15 espèces de mouches regroupées en 4 genres : *Dacus* (8 espèces), *Ceratitis* (5 espèces), *Bactrocera* (1 espèce), *Elaphromyia* (1 espèce) (Tableau 12). Ces derniers ont capturé 291 mouches représentant les 0,37% de l'ensemble des mouches capturées par piégeage à raison de 3 pièges par zone écologique. *C. capitata* est l'espèce la plus capturée (71,48% de mouches capturées dans les 6 pièges à TM) (Tableau 12).

1.2.5. Fluctuation des populations des espèces de mouches des fruits les plus abondantes

Le suivi de la fluctuation des prévalences des espèces les plus abondantes dans la zone écologique V montre une forte prévalence de *B. dorsalis* dans les mois de juin et juillet qui coïncide avec la fin de la période de maturation des mangues (Tableau 13). Cette période de forte prévalence (période de pullulation) de *B. dorsalis* coïncide également avec la grande saison pluvieuse dans les zones urbaine et périphérique de Lomé. Les prévalences des autres espèces les plus abondantes (*B. cucurbitae*, *C. capitata*, *D. bivittatus*, *D. humeralis*, *D. punctatifrons*) sont faibles durant toute la période d'étude.

La prévalence de *B. dorsalis* est également la plus forte dans la zone écologique IV. En effet, la prévalence de cette espèce est très élevée de mars à mai et cette période également coïncide avec celle de la maturation des mangues et de la saison pluvieuse (Tableau 14). De

même, la prévalence des autres espèces les plus importantes numériquement sont faibles au cours du piégeage. Les prévalences de *B. dorsalis* sont plus élevées dans la zone écologique IV que dans la zone écologique V.

Tableau 13 : Fluctuation de la prévalence (mouches/piège/jour) des espèces de Tephritidae les plus abondantes et capturées par piégeage dans la zone écologique V de juin 2008 à février 2009

Espèces	J	Ju	A	S	O	N	D	J	F
<i>B. cucurbitae</i>	0,08	0,03	0,32	1,64	2,87	1,02	1,82	0,6	0,33
<i>B. dorsalis</i>	67,5	29,3	27,7	10,4	1,98	4	5,61	6,71	3,38
<i>C. capitata</i>	0,71	0,48	0,23	0,08	0,07	0,14	0,1	0,02	0
<i>D. bivittatus</i>	0,18	0,08	0,09	0,6	1,82	3,58	1,48	0,4	0,17
<i>D. humeralis</i>	0	0	0	0	0,01	0	0	0	0
<i>D. punctatifrons</i>	0,29	0,23	0,3	0,54	0,61	0,46	1,06	0,42	0,12

Période de maturation des mangues

Tableau 14 : Fluctuation de la prévalence (mouches/piège/jour) des espèces de Tephritidae les plus abondantes et capturées par piégeage dans la zone écologique IV d'octobre 2009 à mai 2010

Espèces	O	N	D	J	F	M	A	M
<i>B. cucurbitae</i>	0,21	0,37	1,29	1,35	2,18	0,26	0,11	0,85
<i>B. dorsalis</i>	17,49	28,16	60,37	55,03	53,81	150,2	195,9	212,4
<i>C. capitata</i>	0	0,07	0	0	0,09	0,11	0	0,08
<i>D. bivittatus</i>	0,85	1,34	1,02	0,71	0,79	0,32	0,17	0,69
<i>D. humeralis</i>	0,89	0,56	0,42	0,47	0,83	1,17	1,88	1,78
<i>D. punctatifrons</i>	0,04	0,09	0,51	0,4	0,7	0,25	0,08	0,26

Période de maturation des mangues

2. Relation entre plantes-hôtes, mouches des fruits et parasitoïdes dans les zones écologiques IV et V

Au total, 676 parasitoïdes associés à 11 559 mouches de fruits, toutes espèces confondues sont obtenus. Ces parasitoïdes issus de l'incubation des divers fruits appartiennent à 9 espèces 9 genres et 6 familles (Tableau 15 ; Figure 22 ; Planches 4 et 5). La famille des Diapriidae est représentée par *Trichopria* sp. (51,33%). Parmi les Braconidae figurent *Asobara* sp. (17,90%), *D. fullawayi* (3,25%), *F. caudatus* (1,78%). Les Pteromalidae comprennent *Pachycrepoideus vindemmiae* Rondani (8, 14%) et *Spalangia* sp. (3,70%). De même les familles des Figitidae, Eulophidae et Chalcididae sont représentées respectivement par *Aganaspis* sp. (11,83%), *T. giffardianus* (1,63%) et *Dirhinus giffardii* Silvestri. (0,44%).

La famille des Diapriidae est la plus importante en individus avec 51,33% des 676 individus de parasitoïdes émergés des fruits incubés (Figure 22). Les familles des Braconidae, Pteromalidae, Figitidae, Eulophidae et Chalcididae ont représenté respectivement 22,93%, 11,83%, 11,83%, 1,63% et 0,44% de l'ensemble des individus de parasitoïdes obtenus dans les deux zone écologiques confondues (Figure 22).

Tableau 15 : Proportions des individus des différentes espèces de parasitoïdes émergées de l'ensemble des fruits collectés dans les zones écologique IV et V et incubés au laboratoire

Espèces	Familles	Effectif	Pourcentage
<i>Aganaspis sp.</i>	Figitidae	80	11,83
<i>Asobara sp.</i>	Braconidae	121	17,90
<i>D. fullawayi</i>	Braconidae	22	3,25
<i>F. caudatus</i>	Braconidae	12	1,78
<i>P. vindemmiae</i>	Pteromalidae	55	8,14
<i>Spalangia sp.</i>	Pteromalidae	25	3,70
<i>T. giffardianus</i>	Eulophidae	11	1,63
<i>Trichopria sp.</i>	Diapriidae	347	51,33
<i>D. giffardii</i>	Chalcididae	3	0,44
Total		676	100,00

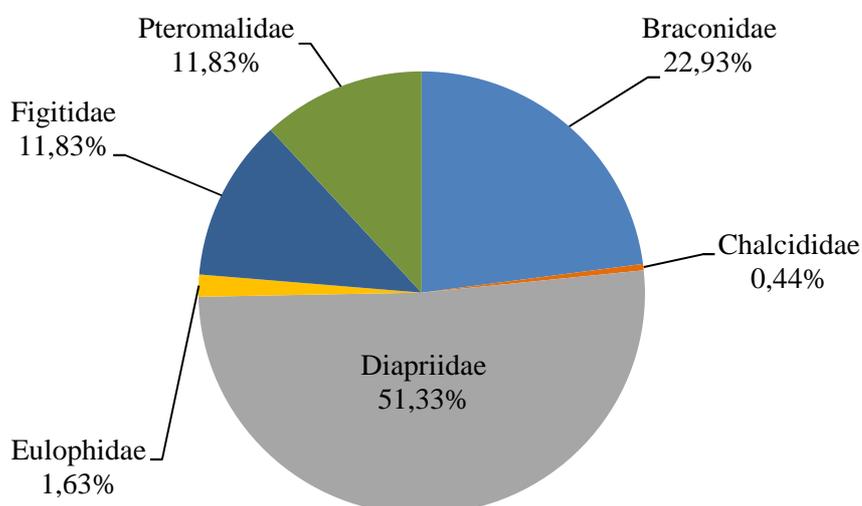


Figure 22 : Proportions en individus de toutes les espèces confondues des différentes familles de parasitoïdes récupérés au cours de l'incubation des fruits échantillonnés dans les zones écologiques IV et V

Dans la zone écologique IV, 238 parasitoïdes associés à 1 753 mouches toutes espèces confondues ont émergé des fruits. Les 238 parasitoïdes appartiennent à 9 espèces 9 genres et 6 familles. *Trichopria* sp. est l'espèce la plus importante avec 52,52% (125 individus) de l'ensemble des parasitoïdes récupérés au cours de l'incubation des fruits dans cette zone. Les autres espèces de parasitoïdes, *Aganaspis* sp., *D. fullawayi*, *F. caudatus*, *T. giffardianus*, *P. vindemmiae*, *Asobara* sp., *Spalangia* sp., *D. giffardii* représentent respectivement 19,33% (46 individus) ; 8,82% (21 individus) ; 5,04% (12 individus) ; 4,62% (11 individus) ; 4,20% (10 individus) ; 2,94% (7 individus) ; 2,10% (5 individus) ; 0,42% (1 individu) de ces ennemis naturels.

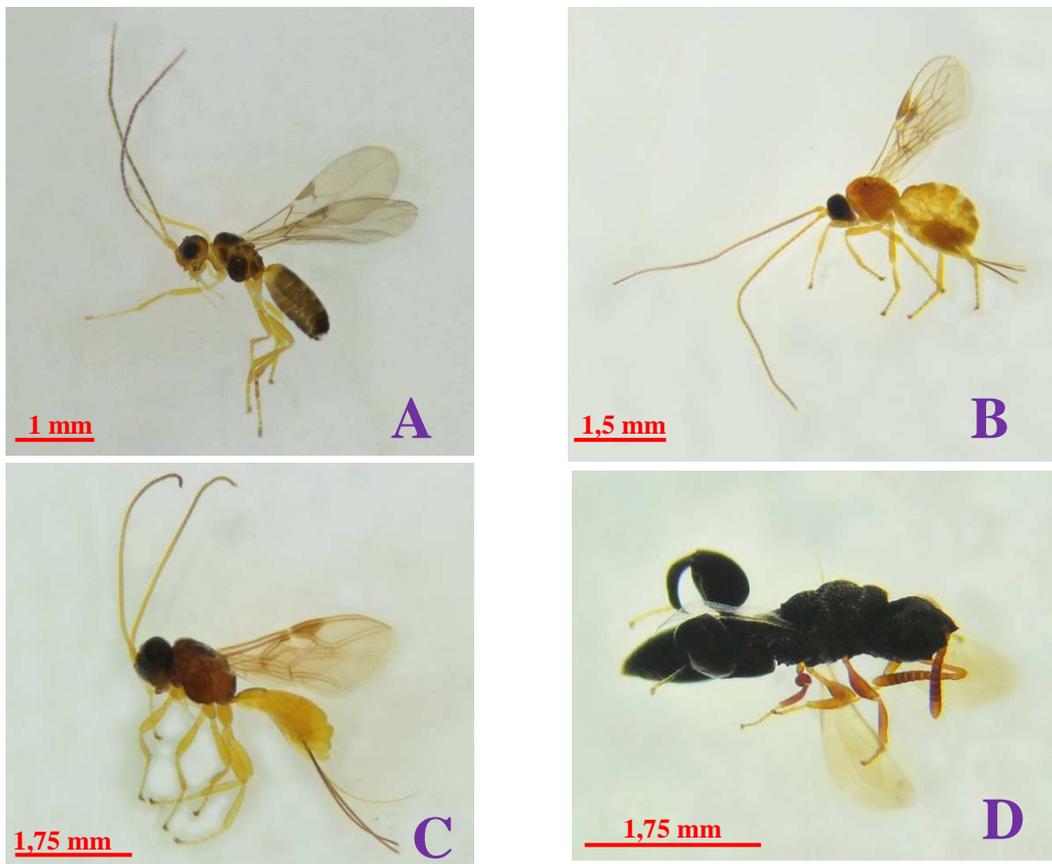


Planche 4 : Espèces de parasitoïdes appartenant aux familles des Braconidae (A-C) et Chalcididae (D)

A : *Asobara* sp. (mâle) ; **B :** *Diachasmimorpha fullawayi* (femelle); **C :** *Fopius caudatus* (femelle); **D :** *Dirhinus giffardii* (femelle).

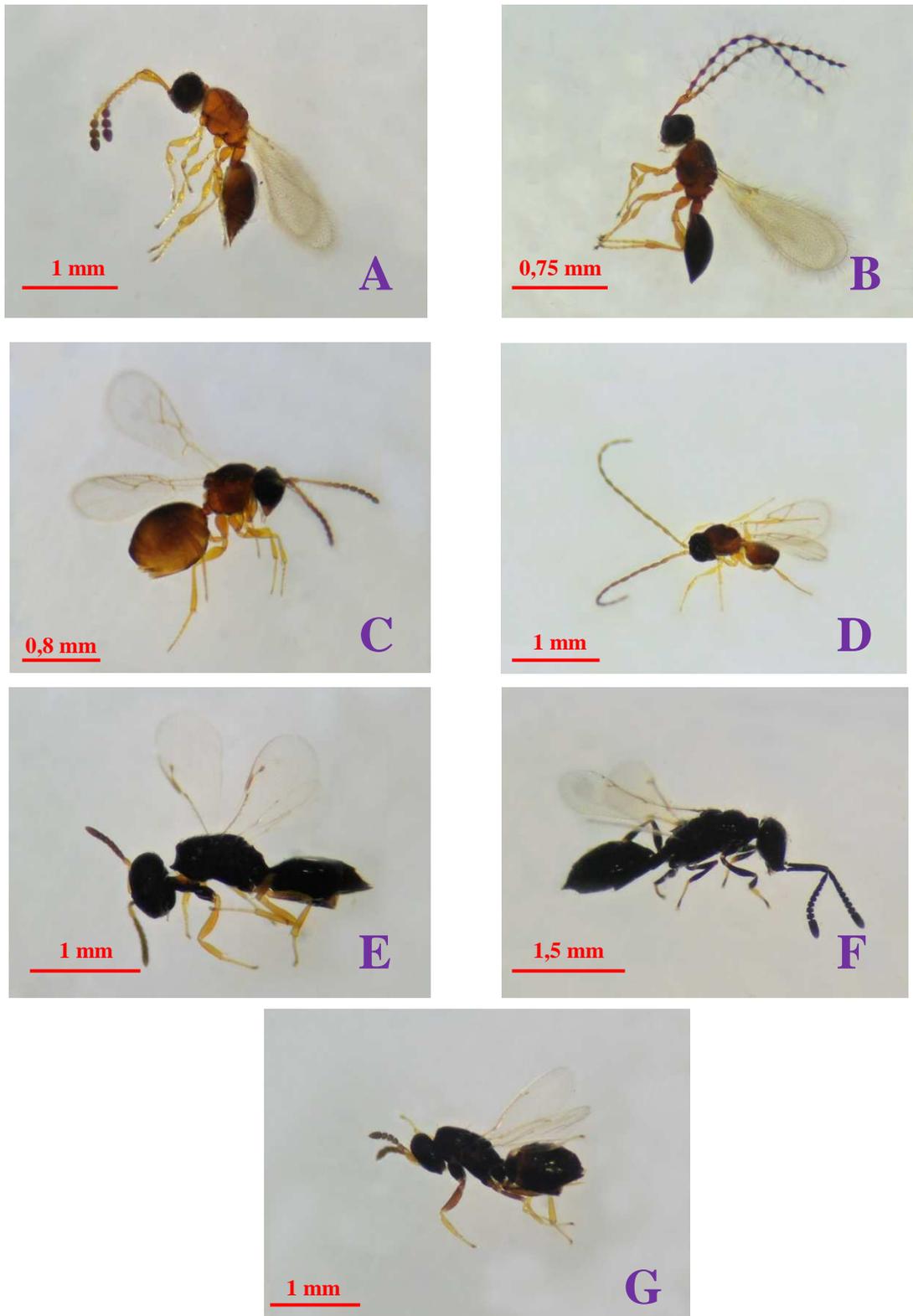


Planche 5 : Espèces de parasitoïdes appartenant aux familles des Diapriidae (A et B), Figitidae (C et D), Pteromalidae (E et F) et Eulophidae (G)

A : *Trichopria* sp. (femelle) ; **B :** *Trichopria* sp. (mâle) ; **C :** *Aganaspis* sp. (femelle) ; **D :** *Aganaspis* sp. (mâle) ; **E :** *Pachycrepoideus vindemmiae* (femelle) ; **F :** *Spalangia* sp. (femelle) ; **G :** *Tetrastichus giffardianus* (femelle).

En général, dans la zone écologique IV, il n'y a aucune corrélation entre le taux d'infestation des divers fruits par les Tephritidae frugivores et le taux de parasitisme de ces mouches par les parasitoïdes (Annexe 6 et Figure 23). Le taux de parasitisme est compris entre 0,6 et 40%. Les fruits cultivés sont les plus parasités avec un taux de parasitisme égal à 31,25 et 40% respectivement pour l'orange (collectée à Kpalimé) et l'avocat (échantillonné à Danyi) (Annexe 6). A Kpalimé, sur les 45 individus de toutes les espèces de parasitoïdes récupérées au cours de l'incubation des oranges, *Trichopria* sp. est le plus important avec 32 individus (71%). Ces 45 ennemis naturels sont associés à *B. dorsalis*. Cependant, à Danyi *P. vindemmiae* (1 individu) et *Spalangia* sp. (1 individu) sont associés à *B. dorsalis* et à *C. capitata* sur l'avocat. A Agou-Kébo-Dalavé, un seul individu d'*Asobara* sp. est associé à *B. dorsalis* et *C. ditissima* sur l'avocat à un taux de parasitisme de 8,33%.

Quant aux fruits sauvages, la mangue sauvage provenant de Danyi est la plus parasitée par les ennemis naturels avec un taux de parasitisme de 13,41%. Sur les 5 parasitoïdes associés à *B. dorsalis* et *C. penicillata* sur ce fruit, *Trichopria* sp. est le plus représenté avec 93 individus (65,49%). A Agomé-Adisitoe, les taux de parasitisme sont de 10,74% ; 9,77% ; 0,61% respectivement sur les fruits de *S. latifolius*, *Culcasia* sp. et *C. millenii* (Annexe 6).

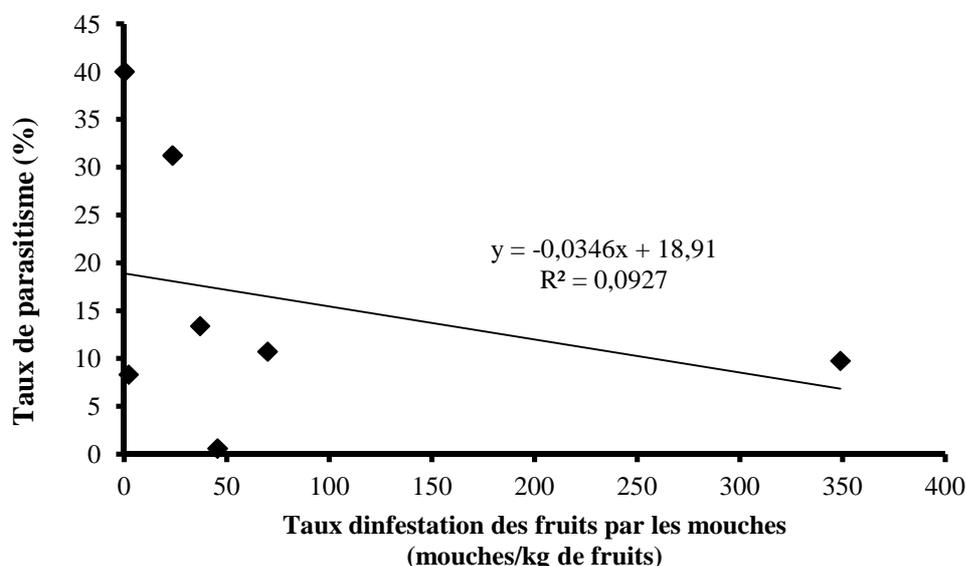


Figure 23 : Corrélation entre le taux de parasitisme des parasitoïdes et le taux d'infestation des fruits échantillonnés dans la zone écologique IV

Sur les fruits de *C. millenii*, *D. giffardii* (1 individu) et *Spalangia* sp. (1 individu) sont associés à l'espèce de mouche *C. penicillata* ; alors que sur les fruits de *Culcasia* sp., seul *D. fullawayi* est associé aux espèces de mouches *C. cosyra* et *T. leonense*.

Toutefois, sur *S. latifolius*, 29 parasitoïdes appartenant à 6 espèces sont associés à *B. dorsalis* et *C. cosyra*. *F. caudatus* et *T. giffardianus* sont les espèces de parasitoïdes les plus représentées avec des pourcentages respectifs de 41,38 (12 individus) et 37,93 (11 individus).

Comparativement à la zone écologique IV, 438 individus de parasitoïdes associés à 9806 mouches de toutes les espèces confondues ont émergé des fruits incubés. Sept espèces de parasitoïdes sont identifiées dans la zone écologique V. Ces espèces appartiennent à 7 genres et 5 familles : *Trichopria* sp. (50,68%), *Asobara* sp. (26,03%), *P. vindemmiae* (10,27%), *Aganaspis* sp. (7,76%), *Spalangia* sp. (4,57%), *D. giffardii*. (0,46%) et *D. fullawayi* (0,23). De même, il n'y a aucune corrélation entre le taux d'infestation des divers fruits par les Tephritidae frugivores et le taux de parasitisme de ces mouches par les parasitoïdes (Annexe 6 et Figure 24). Le taux de parasitisme des mouches des fruits par les parasitoïdes est compris entre 0,63 et 21,54%. Les taux de parasitisme des fruits cultivés sont de 6,82% et 2,85% respectivement pour les oranges (échantillonnés à Agoè-Logopé) et les mangues (collectées à l'Université de Lomé). Parmi les 4 espèces de parasitoïdes associés uniquement à *B. dorsalis* sur les oranges, *Trichopria* sp. est le plus important avec 3 individus (50%). Sur les mangues, *Trichopria* sp. est également le plus représenté avec 50,68% (74 individus) suivi de *P. vindemmiae* avec 21,23% (31 individus).

Concernant les fruits sauvages, *D. floribunda* (prélevé à l'université de Lomé) associé à *B. dorsalis* et *C. capitata* est le plus parasité par les parasitoïdes avec un taux de 21,54%. *Trichopria* sp. représente les 68,24% (101 individus) de l'ensemble des parasitoïdes, suivi de *Asobara* sp. avec 25,68% (38 individus) (Annexe 6). *B. dorsalis* est l'unique espèce inféodée aux fruits de *T. catappa*, *I. gabonensis* et *C. inophyllum* échantillonnés à l'Université de Lomé. Les taux de parasitismes des mouches émergées de ces trois espèces de fruits par les ennemis naturels sont respectivement de 0,63% (*T. catappa*); 3,29% (*I. gabonensis*) et 16,67% (*C. inophyllum*). Sur les fruits d'*I. gabonensis*, le parasitoïde *Asobara* sp. est le plus important avec 38 individus (33,93%), suivi de *Aganaspis* sp. avec 21 individus (18,75%). Les espèces de parasitoïdes *Trichopria* sp. et *Asobara* sp. représentent respectivement les 50% (9 individus) et 33,33% (6 individus) des 18 parasitoïdes de toutes espèces confondues comptabilisés au cours de l'incubation du fruit de *C. inophyllum*. Seul *Asobara* sp. est associé à *B. dorsalis* sur le fruit de *N. diderrichii* avec un taux de parasitisme de 6,67%. En outre *Spalangia* sp. est le seul parasitoïde associé à *C. cosyra* sur le fruit de *S. latifolius* (Université de Lomé) et à *B. cucurbitae*, *D. flavicrus* sur le fruit de *C. lanatus* (Université de Lomé) avec des taux de parasitisme respectifs de 0,63% et 14,29%.

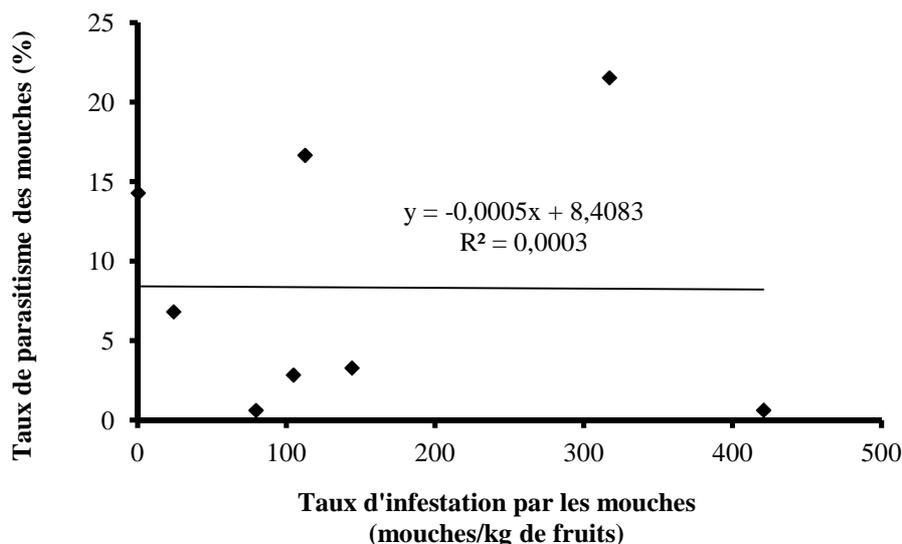


Figure 24 : Corrélation entre le taux de parasitisme des parasitoïdes et le taux d'infestation des fruits échantillonnés dans la zone écologique V

Dans nos conditions d'étude, 9 espèces de parasitoïdes associées aux Tephritidae frugivores sont identifiées dans les deux zones écologiques confondues. Les espèces sont retrouvées dans la zone écologique IV ; alors que 7 sont identifiées dans la zone écologique V. Quelque soit la zone prospectée, *Trichopria* sp. est l'espèce la plus abondante.

III – DISCUSSION

La plupart des 25 plantes-hôtes associées aux mouches des fruits ont été déjà signalées dans d'autres pays de l'Afrique de l'Ouest (Vayssières *et al*, 2005, 2009b ; Goergen *et al.*, 2011). Seuls la mangue, l'orange, le pamplemousse, l'avocat, le citron, l'anacarde, le concombre et la pastèque sont d'importance économique. En général la maturation des différents fruits échantillonnés dans les deux zones écologiques a lieu en saison pluvieuse (mars-juillet). Toutefois, le concombre, la pastèque, les fruits d'*A. africana*, *A. cissampeloides*, de *S. latifolius* et de *L. aegyptiaca* ne sont disponibles qu'en saison sèche (octobre-février). Quant à l'orange, au pamplemousse, à la mangue sauvage, au fruit du badamier et de *D. floribunda*, leur disponibilité est effective en saisons sèche et pluvieuse dans les différentes localités des deux zones d'étude.

L'incubation des fruits a permis d'inventorier des espèces de mouches telles que *C. flexuosa*, *D. ciliatus* et *T. leonense* qui n'ont été capturées par aucun des pièges à paraphéromones dans le cadre de cette étude, bien que présentes dans les zones étudiées. Ce

résultat démontre la complémentarité entre la technique de piégeage et l'incubation des fruits dans l'évaluation de la diversité spécifique des Tephritidae d'une zone géographique donnée. L'incubation des fruits en provenance des zones écologiques IV et V a permis également d'identifier 17 plantes-hôtes (sauvages et d'importance économique) de *B. dorsalis* (espèce allogène) appartenant à 11 familles. En Afrique de l'Ouest et du Centre, cette espèce a été identifiée sur 46 espèces de plantes issues de 23 familles (Goergen *et al.*, 2011). En Afrique de l'Est, *B. dorsalis* a émergé de 27 espèces regroupées en 12 familles (Mwatawala *et al.*, 2006a, 2007, 2009) et de 14 espèces réparties en 8 familles (Rwomushana *et al.*, 2008) respectivement en Tanzanie et au Kenya. Parmi les familles comportant les principales plantes-hôtes des espèces du complexe *Bactrocera dorsalis* (*Bactrocera carambolae* Drew et Hancock, *Bactrocera correcta* Bezzi, *B. dorsalis*, *Bactrocera kandiensis* Drew et Hancock, *Bactrocera papayae* Drew et Hancock, *B. zonata*) (Clarke *et al.* 2005), 6 ont été identifiées au cours de nos travaux : Anacardiaceae, Annonaceae, Lauraceae, Moraceae, Rutaceae et Sapotaceae. Les résultats de cette présente étude confirment la polyphagie de *B. dorsalis* signalée par De Meyer *et al.* (2007) et Goergen *et al.* (2011). Nos travaux complètent ceux de Mwatawala *et al.* (2006a), De Meyer *et al.* (2007), Rwomushana *et al.* (2008) et de Goergen *et al.* (2011) car de nouvelles plantes (*A. cissampeloides*, *C. inophyllum*, *D. floribunda* et *N. diderrichii*) associées à *B. dorsalis* ont été identifiées au sud du Togo.

L'évaluation de la diversité des Tephritidae grâce aux piégeages utilisant des paraphéromones et l'incubation des fruits montre que le sud du Togo est relativement diversifié en Tephritidae avec un total de 35 espèces de mouches inventoriées. La richesse spécifique en Tephritidae de la zone écologique IV (28 espèces) est plus élevée que celle de la zone écologique V (20 espèces).

Les résultats de nos travaux montrent en outre que la richesse spécifique de chacune de ces zones écologiques prospectées au Togo est plus élevée que celle de la périphérie de Cotonou où seulement 12 espèces de Tephritidae ont été inventoriées avec le piégeage et l'incubation des fruits sur toute l'année (Vayssières *et al.*, 2010a). Cette différence s'explique probablement par le fait que les captures à la périphérie de Cotonou ont été effectuées uniquement dans les vergers de *Citrus* alors qu'au Togo, elles ont eu lieu dans des biotopes variés. En utilisant pratiquement les mêmes méthodes d'inventaires, la diversité en Tephritidae des deux zones du Togo est supérieure à celle de trois zones agro-écologiques de la Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010). La plupart des 35 espèces répertoriées ont été déjà signalées dans d'autres pays de l'Afrique de l'Ouest notamment au Bénin (Vayssières *et al.*, 2010b), au Ghana (Abdullahi *et al.*, 2011), en Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010), au Mali

(Vayssières *et al.*, 2004), en Guinée-Bissau (Zakari-Moussa *et al.*, 2014), au Niger (Zakari-Moussa *et al.*, 2012), au Nigéria (Umeh *et al.*, 2008), au Sénégal (Ndiaye *et al.*, 2012), au Burkina Faso (Ouedraogo, 2011); mais aussi en Afrique Centrale et de l'Est en particulier au Cameroun (Ndzana Abanda *et al.*, 2008), en Tanzanie (Mwatawala *et al.*, 2006b ; Geurts *et al.*, 2012) et au Kenya (Rwomushana *et al.*, 2008). Cependant, *A. fallacivena*, *C. obnubilus*, *E. adatha*, *T. nigerrimum*, *T. nigrum* Graham et *T. leonense* n'ont pas été inventoriées au Bénin (Vayssières *et al.*, 2010a), en Guinée-Bissau (Zakari-Moussa *et al.*, 2014), au Burkina Faso (Ouedraogo, 2011) et en Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010) probablement parce que la plupart de ces espèces ne sont pas frugivores et par conséquent avec une importance économique mineure. Signalons néanmoins que c'est la toute première fois que *A. fallacivena*, *C. obnubilus*, *E. adatha* sont identifiées au Togo.

Le suivi des captures des Tephritidae dans les deux zones d'étude a montré une forte prévalence de *B. dorsalis* qui a coïncidé avec la période de maturation des mangues et la saison pluvieuse. Cette observation est conforme aux résultats obtenus au Togo (Amevoin *et al.*, 2009 ; Vayssières *et al.*, 2014) et à ceux de plusieurs auteurs (Vayssières *et al.*, 2005 ; Mwatawala *et al.*, 2006a ; Vayssières *et al.*, 2009c ; N'Dépo *et al.*, 2010 ; Ouedraogo, 2011). En effet, Vayssières *et al.* (2009c) et Ouedraogo (2011) ont montré l'existence d'une corrélation significative et positive entre les précipitations, l'humidité relative et les captures de *B. dorsalis* dans les vergés de manguiers respectivement au Bénin et au Burkina Faso. Selon Bateman (1972), la faible humidité relative de l'environnement en période sèche entraîne une réduction de la fécondité des adultes femelles de mouches des fruits et une forte mortalité des adultes nouvellement émergés des pupes qui doivent fournir beaucoup d'efforts avant de sortir du sol sec. En général, la disponibilité de l'hôte et l'abondance des fruits cultivés tels que les mangues et les goyaves constituent des facteurs importants qui déterminent les fluctuations des populations des espèces de Tephritidae du genre *Bactrocera* (Drew et Hooper, 1983 ; Vargas *et al.*, 1990). Dans nos conditions d'étude, les facteurs écologiques (pluviométrie, humidité, disponibilité de plantes-hôtes et voire la quasi-absence d'ennemis naturels de cette espèce) des deux zones semblent favoriser le développement de cette espèce puisqu'elle y trouve un large spectre de plantes-hôtes sur lesquelles elle se développe. En outre, la prévalence de *B. dorsalis* dans la zone écologique IV est plus élevée que celle de la zone écologique V. Cette différence est probablement liée au fait que la zone écologique IV est une zone forestière, productrice de fruits et plus humide donc semble plus favorable au développement de cette espèce. La très faible prévalence des autres espèces de Tephritidae capturées dans les pièges (0 à 1,83 mouches/piège/j) semble liée à un très faible

effectif de ces différentes espèces de mouches dans les différentes localités des deux zones écologiques d'étude. Le très faible effectif de ces espèces est peut-être dû à des conditions du milieu (l'indisponibilité de plantes-hôtes, action des ennemis naturels, compétition interspécifique) qui semblent défavorables à leur développement.

Dans la zone écologique IV, *B. cucurbitae* et *D. punctatifrons* n'ont été importants par rapport aux autres espèces qu'en février avec des prévalences respectifs de 2,18 et 0,7 mouches/piège/jour ; tandis que *D. bivittatus* et *D. humeralis* ont été importants respectivement en novembre (1,34 mouche/piège/jour) et Avril (1,88 mouche/piège/jour). Cependant, dans la zone écologique V, la prévalence la plus élevée a été observée en octobre (2,87 et 0,01/mouches/piège/jour) respectivement pour *B. cucurbitae* et *D. humeralis*, novembre (3,58 mouches/piège/jour) pour *D. bivittatus* et en décembre (1,06 mouche/piège/j) pour *D. punctatifrons*. L'importance de ces quatre espèces à ces différentes périodes est probablement liée à une importante maturation de certaines espèces de Cucurbitaceae, principales plantes-hôtes (White, 2006 ; Vayssières *et al.*, 2004) dans toute la zone géographique d'étude.

Quant à l'efficacité des paraphéromones, elle est spécifique et chaque appât (paraphéromone) attire un groupe d'espèces de différents genres (Mwatawala *et al.*, 2006b). Au cours de toute la période d'étude, cue lure a été efficace dans la capture des espèces du genre *Dacus* et de *B. cucurbitae*. Mwatawala *et al.* (2006b) ont fait la même observation dans les différentes localités de capture en Tanzanie. *C. pseudotrilinea*, *D. diastatus*, *D. flavicrus* et *D. theophrastus* n'ont été capturés que par les pièges à cue lure. De même, les pièges à ME ont été performants dans la capture de *B. dorsalis* et *C. breinii*. Lux *et al.* (2003a), Seguni *et al.* (2004) ont montré que *B. dorsalis* était attiré par ME plutôt que par cue lure. Cependant, les pièges à cue lure ont capturé 59 individus (1,47%) de *B. dorsalis*. Ceci semble être une entrée fortuite de *B. dorsalis* dans les pièges à cue lure et probablement ne reflète pas une vraie efficacité de cette paraphéromone dans l'attraction de *B. dorsalis*. Methyl Eugenol est le seul attractif capable de capturer les mâles de *C. breinii* (Vayssières *et al.*, 2004 ; Vayssières *et al.*, 2009c). Au cours de notre étude, seuls 167 individus mâles de *C. breinii* ont été capturés dans les pièges à Methyl Eugenol. Ceci semble lié à la rareté de cette espèce dans toute la zone géographique d'étude. Dans nos conditions d'étude, hormis la spécificité de *C. breinii* à Methyl Eugenol; *Celidodacus* sp₁, *T. nigerrimum* et *T. obscurum* sont également spécifiques à cette même paraphéromone. Sur les 70 mouches capturées par les 6 pièges à Terpinyl acétate placées dans les deux zones écologiques, *C. cosyra* a été l'espèce la plus capturée (37,4%). Cette paraphéromone est performante dans l'attraction de *C. cosyra* (Vayssières *et al.*, 2009c ;

Vayssières *et al.*, 2014). *C. cosyra*, *Celidodacus* sp₂, *T. nigrum* et *Trirhithrum* sp. sont spécifiques aux pièges à Terpinyl acétate. Quant aux pièges à Trimedlure, ils ont été efficaces dans la capture de *C. capitata* car ces derniers ont capturé presque la totalité des individus de cette espèce (96,74% des 215 mouches capturées) confirmant ainsi les observations de Vayssières *et al.* (2004) qui ont montré que Trimedlure attirait essentiellement les mâles de *C. capitata*. Les diverses espèces de Tephritidae appartenant aux genres *Bactrocera* et *Dacus* capturées dans les pièges à Terpinyl acétate et Trimedlure semble lié à l'attraction des ces mouches par la couleur jaune des pièges (Cornelius *et al.*, 1999 ; Vayssières et Dal, 2002).

Sur tous les sites prospectés dans les différentes zones écologiques, les indices de diversité de Shannon, de Simpson et l'équitabilité de Pielou calculés pour les mouches des fruits ont été faibles et cela suggère en conséquence une faible diversité en Tephritidae dans ces zones écologiques. De même, ces faibles indices montrent que les abondances des diverses espèces rencontrées dans les différentes localités des deux zones d'étude sont dissemblables.

Les 13 espèces de Tephritidae communes aux zones écologiques IV et V, sont toutes des carpophages. Ce résultat suggère que les plantes-hôtes associées à ces différentes espèces de mouches sont présentes dans les deux zones d'étude. Les différents sites appartenant à chaque zone écologique sont similaires du point de vue diversité spécifique en mouches des fruits car jouissant d'un même climat et ayant pratiquement une même végétation. Cependant, la similarité entre les zones écologique IV et V semble liée à la présence d'un nombre important de plantes-hôtes de Tephritidae communes aux deux zones. De même, la similarité entre Zopomahé (zone écologique V) et les différentes localités de la zone écologique IV est due au fait que la plupart des fruitiers de ces différentes localités est présente à Zopomahé.

Quelle que soit la zone écologique prospectée au sud du Togo, la mangue a constitué le fruit d'importance économique (cultivé) le plus infesté. Cette observation est conforme aux résultats obtenus au Bénin (Vayssières *et al* 2009b, Goergen *et al.*, 2011), en Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010), en Tanzanie (Mwatawala *et al.*, 2006a), au Kenya (Rwomushana *et al.*, 2008). Les taux d'infestation des agrumes par *B. dorsalis* (oranges, pamplemousse et citron) dans ces deux zones écologiques d'étude été faible probablement à cause de leur nature acide ne permettant pas un bon développement des larves (Ibrahim et Rahman, 1982 ; Papachristos *et al.*, 2008). Sur les fruits sauvages, ceux du badamier et la mangue sauvage ont été très infestés dans les différentes zones d'étude. Ce résultat est similaire à celui de Rwomushana *et al.* (2008), Vayssières *et al.* (2009b), Goergen *et al.* (2011), Ndiaye *et al.* (2012). Les fruit du badamier (*T. catappa*) est généralement reconnue comme pouvant héberger des espèces du

complexe *B. dorsalis* telles que *B. zonata*, *B. correcta*, *B. dorsalis*, *B. kandiensis*, *B. papayae*, (Tsuruta *et al.*, 1997 ; Quilici et Jeuffrault, 2001, Quilici *et al.* 2005, Clarke *et al.* 2005 ; Somta *et al.*, 2010). Le taux d'infestation élevé (146,67-325,45 mouches/kg de fruits) des fruits de *T. catappa* confirme son statut d'hôte primaire de *B. dorsalis* de même que *I. gabonensis* (143,97 mouches/kg à l'Université de Lomé) (Vayssières *et al.*, 2009b). De même, le taux d'infestation élevé de *D. floribunda* (245,29 mouches/kg de fruits) lui confère le statut d'hôte important de *B. dorsalis*. Les fruits de *T. catappa*, *I. gabonensis* et *D. floribunda* étant disponibles avant et après la période de maturation des mangues constituent par conséquent des hôtes de refuge et assurent le maintien des populations sauvages de ce ravageur. Ces diverses plantes-hôtes sauvages (*T. catappa*, *I. gabonensis* et *D. floribunda*) doivent être pris en compte au cours de la mise en place des stratégies de gestion des populations sauvages de *B. dorsalis* au sud du Togo. Les échantillonnages de plantes-hôtes se poursuivent afin de déterminer la gamme complète de support de développement de cette espèce au Togo.

En tenant compte de l'abondance de *B. dorsalis* dans les pièges et du niveau d'infestation des fruits d'importance économique à l'instar de la mangue, par cette dernière dans les deux zones d'étude, ce déprédateur de fruits constitue par conséquent l'espèce d'importance économique dans ces zones. *B. dorsalis* inventorié dans les deux zones écologiques a été également recensé au Togo (Amevoin *et al.*, 2009), au Bénin (Vayssières *et al.*, 2010, De Meyer *et al.*, 2013), en Côte d'Ivoire (N'Dépo *et al.*, 2010, De Meyer *et al.*, 2013), au Ghana (De Meyer *et al.*, 2013), au Sénégal (Ndiaye *et al.*, 2012), au Burkina Faso (Ouedraogo, 2011), au Nigéria (Umeh *et al.*, 2008, De Meyer *et al.*, 2013), en Tanzanie (Geurts *et al.*, 2012) et au Kenya (Rwomushana *et al.*, 2008). En effet, *B. dorsalis* est une espèce polyphage de très grande importance économique qui se développe surtout sur la mangue et la goyave (Mwatawala *et al.*, 2006a ; White, 2006, Ndzana Abanda *et al.*, 2008). La polyphagie de cette espèce a été confirmée dans cette étude. En outre, *B. dorsalis* est une espèce multivoltine (Ekési *et al.*, 2006). Elle est capable de se reproduire tout au long de l'année, en saison sèche comme pendant la saison des pluies, ce qui explique la présence de cette espèce dans nos captures tout au long de l'année. En conséquence, elle ne semble pas présenter une diapause reproductrice dans nos conditions d'études.

L'évaluation de la diversité des parasitoïdes associés aux mouches des fruits grâce à l'incubation des fruits montre que le sud du Togo est relativement diversifié en parasitoïdes avec 9 espèces indigènes identifiées. Ces 9 espèces appartiennent à l'ordre des Hyménoptères. La richesse spécifique en parasitoïdes de la zone écologique IV (9 espèces) est plus élevée

que celle de la zone écologique V. Les espèces de parasitoïdes *D. fullawayi*, *F. caudatus*, *P. vindemmiae* et *T. giffardianus* ont été déjà signalées dans d'autres pays de l'Afrique de l'Ouest notamment au Sénégal (Vayssières *et al.*, 2012), au Bénin (Vayssières *et al.*, 2011b), en Côte d'Ivoire (Kadio *et al.*, 2011), au Mali (Vayssières *et al.*, 2002, 2004) ; mais aussi en Afrique du Centre et de l'Est en particulier au Cameroun (Steck *et al.*, 1986), en République Démocratique du Congo (Wharton et Gilstrap, 1983) en Ouganda (Lux *et al.*, 2003b) et au Kenya (Mohamed *et al.*, 2010). Compte tenu de très peu d'informations disponibles sur la spécificité parasitaire de ces ennemis naturels indigènes vis-à-vis des espèces de mouches des fruits indigènes en général et de *B. dorsalis* en particulier, il est donc nécessaire de l'évaluer pour contribuer à une meilleure gestion des ces ravageurs.

En définitive, *B. dorsalis* est l'espèce la plus abondante et la plus fréquente dans les deux zones écologiques prospectées. La détermination des paramètres de croissance de cette espèce qui est indispensable à la gestion des ses populations, passe par l'étude de sa biologie.

**CHAPITRE 4 : BIOLOGIE DE LA REPRODUCTION ET DU
DEVELOPPEMENT DE *BACTROCERA DORSALIS***

Nos études effectuées dans les zones écologiques IV et V sur la diversité spécifique des Tephritidae ont signalé la présence de 35 espèces. Parmi celles-ci, *B. dorsalis* a été l'espèce la plus abondante et la plus fréquente. Elle a été retrouvée sur les fruits sauvages tels que la mangue sauvage, le fruit du badamier et sur les fruits cultivés (fruits d'importance économique) en l'occurrence la mangue qui constitue sa principale plante-hôte. La polyphagie observée chez cette espèce combinée à l'importance de ces populations et aux taux d'infestation observés sur les fruits, montrent que *B. dorsalis* doit être considéré comme une espèce d'importance économique au Togo.

En conséquence, la détermination des paramètres démographiques de cette espèce constitue des éléments essentiels dans la mise en place d'une stratégie de contrôle de celle-ci. En général, la détermination des paramètres démographiques d'un ravageur permet de prévoir les caractéristiques de son histoire de vie, analyser la stabilité et la structure de ses populations, estimer la probabilité de son extinction, prédire sa période de pullulement et d'examiner la dynamique de sa colonisation ou invasion d'un milieu donné (McPek et Kalisz, 1993). L'évaluation de ces paramètres démographiques nécessite l'établissement des tables de survie et de fertilité qui sont appropriées pour l'étude de la dynamique des populations animales spécialement celles des Arthropodes (Maia *et al.*, 2000). L'établissement de la table de survie et de fertilité en conditions expérimentales au champ peut se révéler utile en montrant la différence qui existe entre les paramètres démographiques obtenus en conditions de laboratoire et au champ (Huang et Chi, 2012). Le calcul de ces paramètres démographiques repose sur l'évaluation du taux de survie, du nombre de descendants et de la fécondité. Or, chez les Dacine (Tephritidae : Dacinae : Dacini) par exemple, une fois la ponte d'œufs amorcée, les femelles pondent continuellement en petits paquets à cause du développement asynchrone des ovocytes dans les différentes ovarioles (Fletcher, 1975, Fletcher *et al.*, 1978 ; Klowden, 2007 ; Chou *et al.*, 2012) car se sont des espèces synovigéniques. Et donc, pour les espèces de ce même groupe de Tephritidae la variation potentielle de la fécondité est liée à celle du nombre d'ovarioles (Fletcher, 1987 et Fitt, 1990a). Par conséquent, le taux reproductif des Dacine est fonction de leur nombre d'ovarioles (Drew et Romig, 2000). La détermination du nombre d'ovarioles et des paramètres démographiques de la souche sauvage de *B. dorsalis*, permettra de mieux estimer ses capacités d'invasion d'une zone agro-écologique donnée.

Les études sur la biologie de *B. dorsalis* ont commencé au Kenya (Ekesi *et al.*, 2006) et se sont poursuivies en Côte d'Ivoire (N'Guessan *et al.*, 2011), au Soudan (Magid *et al.*, 2012) et en Tanzanie (Salum *et al.*, 2013). Toutefois, aucune de ces études n'a pu déterminer

les paramètres démographiques de la souche sauvage de *B. dorsalis* sur son hôte de prédilection qui est la mangue. Or, la détermination de ces paramètres démographiques, contribuera à une meilleure gestion des populations de ce ravageur.

Cette présente étude a pour objet de disposer d'une base de données sur la biologie de la reproduction et du développement de *B. dorsalis* en vue de mieux planifier une stratégie de lutte contre cette espèce. Spécifiquement, elle vise à :

- déterminer le comportement reproducteur par l'identification de la posture d'accouplement, de la période et de la durée d'accouplement chez la souche sauvage de *B. dorsalis* ;
- décrire la structure de l'appareil reproducteur mâle et femelle de cette même souche ;
- déterminer le nombre d'ovarioles chez les femelles de cette espèce ;
- évaluer la fécondité de la souche sauvage de *B. dorsalis* sur la mangue (hôte de prédilection) ;
- déterminer l'influence du substrat de ponte (mangue) sur la fécondité de ce ravageur ;
- déterminer son cycle de développement sur le même fruit ;
- calculer ses paramètres de croissance à partir de sa table de survie et de fertilité dans des conditions semi-naturelles.

I – MATERIEL ET METHODES

1. Détermination de la période et durée d'accouplement

Trente couples d'adultes de *B. dorsalis* issus de la deuxième génération ont été introduits dans une cage d'élevage contenant le substrat alimentaire et une mangue. A partir du 15^{ème} jour d'émergence des adultes de mouches (temps de maturation sexuelle), l'observation de ces mouches dans la cage a été faite de façon continue pendant 24 heures de 6 heures la veille à 6 heures le lendemain. Lorsque les lampes de la salle d'élevage s'éteignaient à 18 heures précises, l'observation des mouches dans la cage s'est poursuivie grâce à une lampe torche. Ainsi, au cours des observations, tout couple, en début d'accouplement a été isolé dans un pot cylindrique (4 cm de diamètre et 5 cm de hauteur) et translucide (Figure 25) et l'heure du début d'accouplement a été notée. La partie supérieure du pot a été recouverte d'une toile de moustiquaire pour empêcher le couple d'en sortir. Les couples isolés dans les pots ont été suivis sous une faible intensité lumineuse jusqu'à l'arrêt d'accouplement. De même, l'heure de l'arrêt d'accouplement a été notée pour chaque couple. Au total, 30 couples ont été suivis.

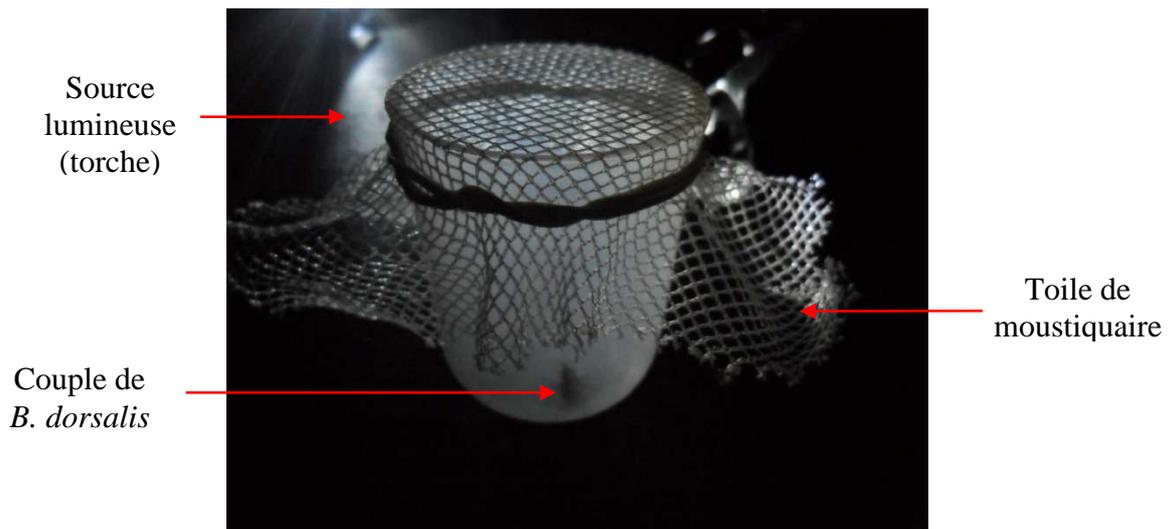


Figure 25 : Pot d'isolement des couples de *B. dorsalis* en accouplement

2. Structure de l'appareil reproducteur mâle et femelle

Cinquante couples de mouches issues de la deuxième génération ont été introduits dans une cage d'élevage contenant le substrat alimentaire et le substrat de ponte (mangue Eldon). Au 15^{ème} jour (après la maturité sexuelle), les mâles et les femelles ont été récupérés grâce à un aspirateur à bouche et disséqués dorsalement sous loupe binoculaire avec des pinces fines dans une boîte de pétri contenant le liquide physiologique (Ringer). Après dissection, l'appareil reproducteur de chacun des sexes a été isolé et l'identification de ses différentes parties a été faite. La dissection des mouches à partir de la face dorsale a facilité l'identification des ovaires gauche et droit, de même que les testicules gauche et droit.

3. Détermination du nombre d'ovarioles des femelles

De même, des couples de mouches ont été introduits dans trois cages d'élevage à raison de 50 couples par cage. Après la dissection des femelles au 15^{ème} jour, les ovaires gauche et droit de celles-ci ont été colorés au bleu de méthylène et étalés après séparation des germarium des différents ovarioles. Le bleu de méthylène (2 %) dilué au dixième avait pour rôle de faciliter les observations, l'identification des ovarioles et leur dénombrement. Enfin, les ovarioles de chaque ovaire ont été comptabilisés par leur isolement les uns après les autres. Le nombre d'ovarioles a été déterminé chez 100 femelles disséquées. En outre, des femelles obtenues juste après émergence ont été disséquées dans le but de comparer l'état de leur appareil reproducteur à celui des femelles sexuellement matures.

4. Evaluation des capacités reproductrices et de développement

4.1. Evaluation de la fécondité chez les femelles et survie des adultes

Trente quatre couples de mouches (génération F_2) âgés de 5 jours ont été isolés dans des pots plastiques, cylindriques (16 cm de diamètre et 14 cm de hauteur) et translucides à raison d'un couple par pot pour évaluer la fécondité de *B. dorsalis*. La partie supérieure du pot a été recouverte de toile moustiquaire nouée à son extrémité pour empêcher les mouches de sortir de ce dernier et faciliter les manipulations (Figure 26). Ces mouches âgées de 5 jours ont séjourné auparavant dans une cage pour favoriser le contact entre les différents individus et surtout pour permettre le développement total de la coloration ou chitination du corps après l'émergence (Ekesi *et al.*, 2006) avant d'être isolées par couple dans les pots d'élevage. La mangue introduite dans la cage a été observée à la loupe binoculaire pour s'assurer qu'aucune femelle n'ait pondu avant l'isolement. Une nouvelle mangue saine portant de petites blessures effectuées par un couteau, a été introduite dans chaque pot et renouvelée toutes les 24 heures jusqu'à la mort de la femelle. Les mangues retirées journalièrement des différents pots ont été disséquées à la loupe binoculaire et le nombre d'œufs pondus par piqure a été comptabilisé. En outre, le nombre de femelles ou de mâles morts toutes les 24 heures a été comptabilisé pour calculer le pourcentage de femelles ou mâles survivants en fonction du temps (taux de survie).

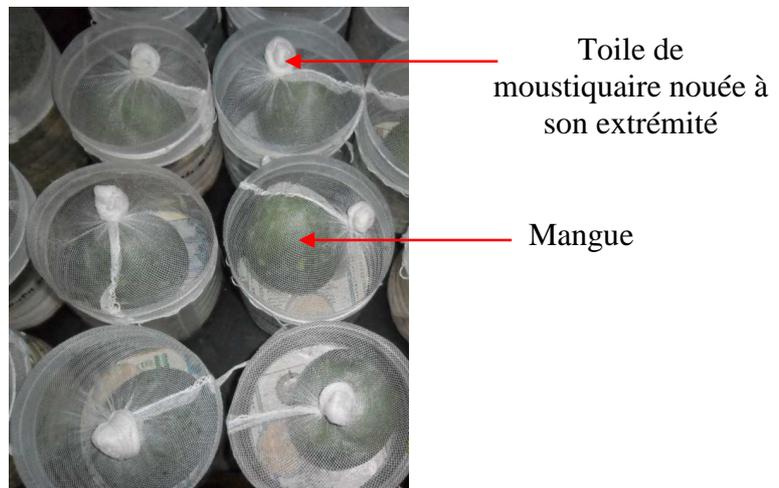


Figure 26 : Pots d'élevage contenant chacun une mangue

4.2. Etude de l'influence du substrat de ponte sur la fécondité des femelles

Deux lots de trente quatre couples de mouches (génération F_2) ont été isolés dans des pots plastiques susmentionnés (16 cm de diamètre et 14 cm de hauteur) contenant le même substrat alimentaire et à raison d'un couple par pot. Une mangue portant les mêmes types de

blessures, a été introduite dans chacun des pots du premier lot dès le premier jour d'émergence des adultes de mouches. Quand au second lot, le même type de mangue n'a été introduite dans chacun des pots qu'au 12^{ème} jour. A partir de cet instant précis, connaissant la période de ponte maximale des femelles dans nos conditions d'étude grâce à l'expérience précédente, les mangues ont été renouvelées toutes les 24 heures jusqu'au 21^{ème} jour. Les mangues récupérées des différents pots ont été disséquées à la loupe binoculaire et le nombre d'œufs pondus par piqûre a été également comptabilisé. Enfin, la fécondité des femelles mises en contact des mangues à partir du 12^{ème} jour a été comparée à celle des femelles qui ont été élevées dès leur émergence en présence des mangues.

5. Etude du cycle de développement

5.1. Récupération des œufs

Les œufs pondus par les femelles de *B. dorsalis* ont été collectés dans 5 différentes cages d'élevage contenant chacune 50 couples de mouches. La méthode des lamelles de mangue élaborée par Vayssières *et al.* (2008a) a été appliquée. Ainsi, il a été introduit dans les différentes cages une boîte de pétri (5 cm de diamètre et 1,2 cm de hauteur) contenant 3 lamelles de mangue d'épaisseur comprise entre 1 et 2 mm permettant aux femelles de pondre entre la première et la deuxième lamelle ou entre la deuxième et la troisième (Figure 27). Les lamelles ont occupé toute la surface des boîtes de pétri. Après une heure, les boîtes ont été retirées des différentes cages et les œufs âgés d'une heure ont été récupérés pour la suite des expériences.

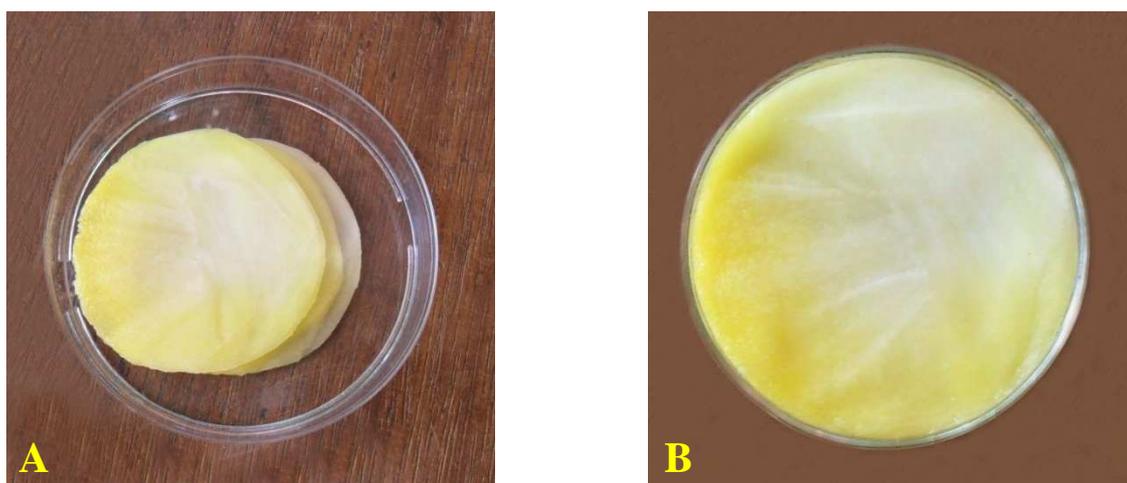


Figure 27 : Boîtes de pétri contenant les 3 lamelles de mangue (substrat de ponte)

A : juste après découpage ; B : superposées.

5.2. Incubation des œufs et développement larvaire

Vingt quatre boîtes de pétri (9 cm de diamètre et de 1,2 cm de hauteur) contenant chacune une lamelle de mangue (8 mm d'épaisseur) ont été utilisés à cet effet. Grâce à un pinceau stérilisé, des œufs ont été comptés sous loupe binoculaire de façon aléatoire et déposés à la surface de chacune des lamelles contenues dans les différentes boîtes à raison de 100 œufs par lamelle (Figure 28). L'observation des œufs à la loupe binoculaire à la 24^e heure après leur ponte, n'a montré l'éclosion d'aucun œuf. Alors, à partir de cet instant précis, le contenu de chacune des boîtes a été observé successivement toutes les 3 heures à la loupe binoculaire pour comptabiliser le nombre d'œufs éclos et le nombre de larves vivantes d'un stade de développement à l'autre. Ce protocole a été répété 6 fois pour avoir des données statistiquement fiables.

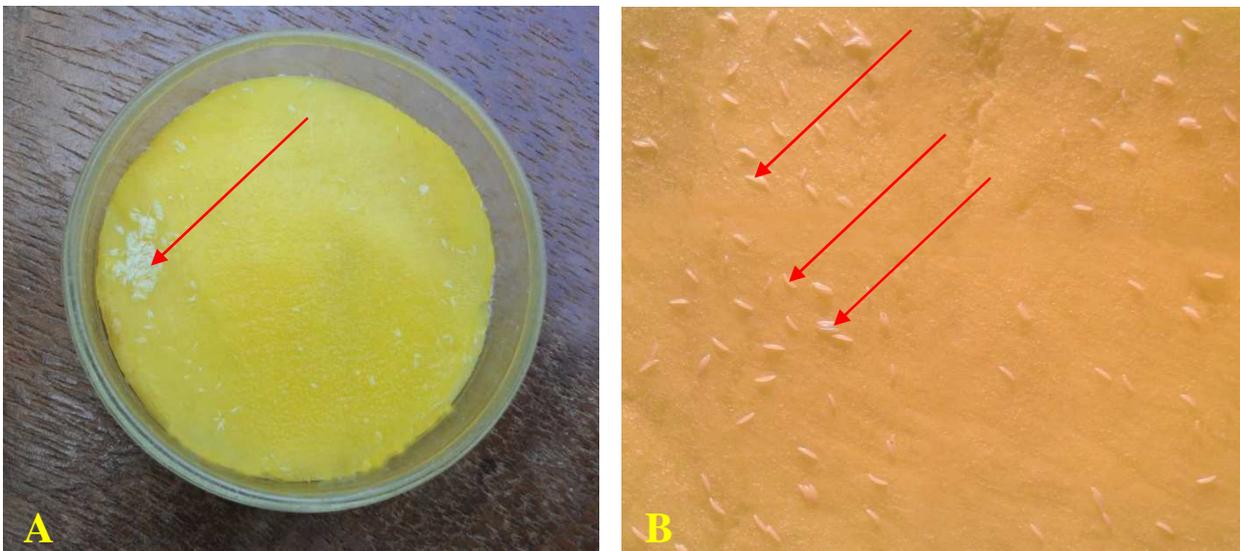


Figure 28 : Œufs de *B. dorsalis* (pointe des flèches) sur une lamelle de mangue
A : boîte de pétri retirée d'une cage de récupération d'œufs après la ponte des femelles ; B : dépôt à l'aide d'un pinceau pour le suivi de développement.

5.3. Identification des différents stades larvaires

La reconnaissance des différents stades larvaires a été possible grâce à l'examen de certains caractères morphologiques de ceux-ci. Ainsi, la taille des larves, la présence ou l'absence de stigmates sur celles-ci ainsi que la structure de leur squelette céphalo-pharyngien ont été les critères ayant permis l'identification précise des différents stades larvaires conformément aux travaux de Elson-Harris (1988), White et Elson-Harris (1992) et Frias *et al.* (2006) effectués sur d'autres espèces de mouches des fruits.

Les différences notables liées à l'organisation du squelette céphalo-pharyngien des stades larvaires ont été observées grâce à leur montage entre lame et lamelle. Pour se faire, des larves âgées de 48, 72 et 96 heures ont été prises en compte. Dix larves de chacun des âges susmentionnés ont été introduites dans trois différents creusets contenant du KOH à 5% pour leur ramollissement. De petites ouvertures ont été aménagées sur chaque larve par des piqûres d'épingle (N° 2) utilisé pour le montage des insectes. Ces ouvertures ont favorisé l'entrée du KOH dans les différentes larves afin de dissoudre tous les organes internes. Après 24 heures, les larves ont été vidées de leur contenu grâce aux petites ouvertures en appuyant légèrement sur ces dernières. Une fois vidé de leur contenu, ces larves éclaircies ont été rincées successivement dans de l'eau distillée, puis dans l'alcool à 70° et 95°. Ensuite elles ont été introduites dans trois différentes boîtes de pétri contenant chacune une solution de fuschine diluée au dixième. Après 30 secondes, elles ont été montées entre lame et lamelle dans une goutte de Gomme au Chloral. Les différentes lames préparées ont été séchées au four à une température d'environ 40°C. Après une semaine, l'observation des lames à la loupe binoculaire et au microscope photonique a été possible.

5. 4. Suivi de la nymphose et obtention d'adultes

De même, 100 œufs ont été comptés et déposés à la surface d'une lamelle de mangue d'environ 1 cm d'épaisseur posée sur quatre autres lamelles, le tout reposant au milieu d'un support grillagé de 16 cm de diamètre et de maille d'environ 3 mm (Figure 29). La quantité totale de pulpes de mangue de toutes les lamelles utilisée a été de 100 g. Après l'éclosion des œufs (après 48 heures), 30 g de pulpe de mangue a été ajoutée tous les deux jours pour éviter la compétition intra-spécifique entre les larves liée à l'utilisation de cette ressource. Le support grillagé a été déposé sur un tuyau translucide (5 cm de diamètre et 6 cm de hauteur) dans une cage d'élevage contenant du sable stérilisé et humidifié (Figures 30 et 31). Le tuyau avait pour rôle d'empêcher le contact direct entre le support grillagé et la sable, ce qui permet aux larves du troisième stade de tomber facilement dans le sable. Les larves du troisième stade ont été récupérées toutes les 12 heures dans des verres à boire en plastiques et translucides (5 cm de diamètre et 10 cm de hauteur) recouverts de mousseline et contenant du sable stérilisé et humidifié (Figure 32). Elles ont été suivies jusqu'à l'émergence des adultes. Les adultes émergeant des boîtes ont été récupérés toutes les 24 heures et comptabilisés. L'expérience a été répétée 6 fois.

Support grillagé

Lamelle de mangue portant les œufs

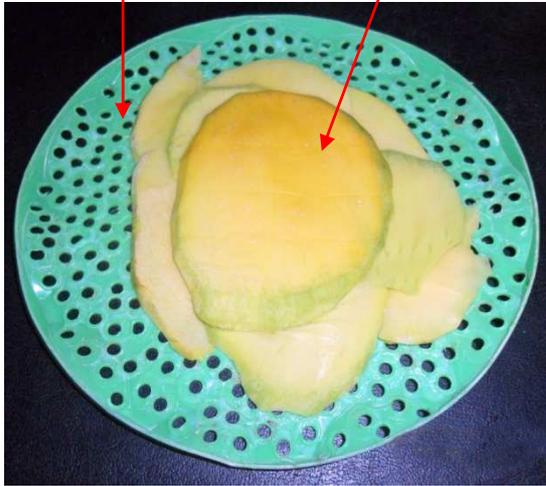


Figure 29 : Support grillagé portant des lamelles de mangue sur lesquelles se reposent les œufs

Tuyau translucide

Sable stérilisé

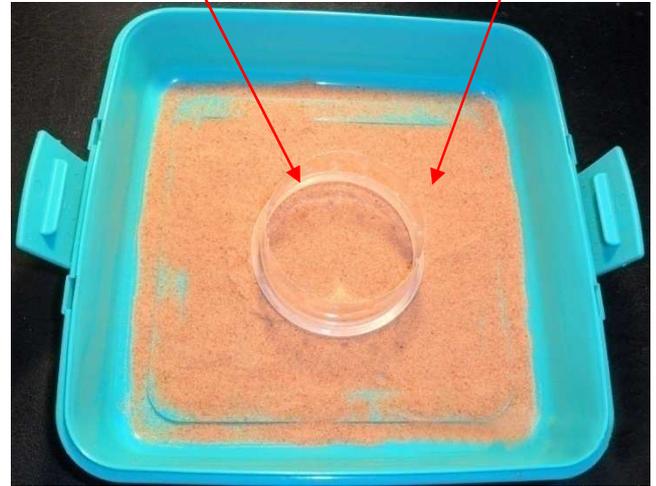
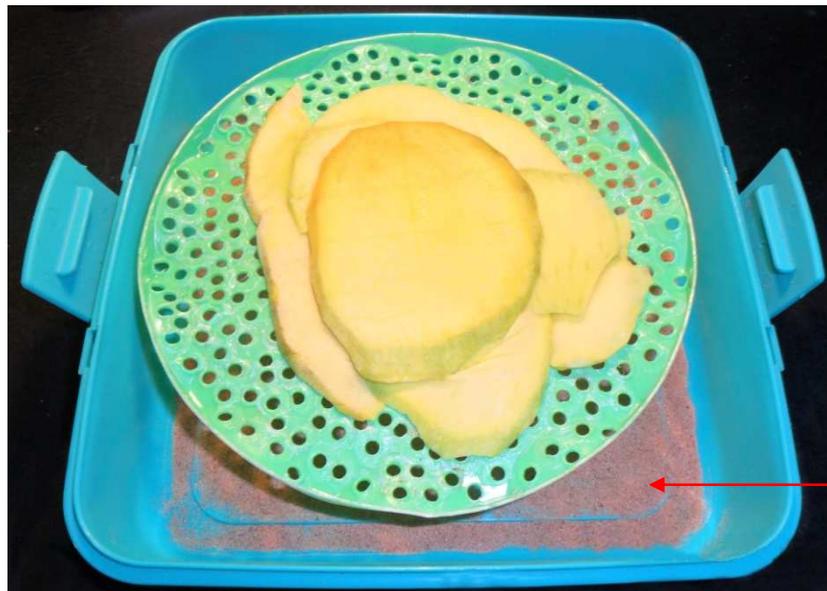


Figure 30 : Fond d'une cage d'élevage ouverte contenant un tuyau translucide et du sable stérilisé



Sable stérilisé

Figure 31 : Fond d'une cage d'élevage ouverte contenant le support grillagé reposant sur le tuyau translucide



Figure 32 : Verres en plastique protégé par une toile de moustiquaire contenant du sable stérilisé et humidifié

6. Calcul des paramètres démographiques

6.1. Etablissement de la table de survie et de fertilité

Les tables de survie et de fertilité ont été construites grâce à la méthodologie de Doury et Rojas-Rousse (1994), Mondedji *et al.* (2002) et de Effowe *et al.* (2010). Les données de la table de survie se répartissent en 10 paramètres et celles de la table de fertilité en 7. La lecture de ces différents paramètres se fait par colonne. Ces tables sont caractérisées par des paramètres communs et ceux spécifiques à chacune d'elle.

6.1.1. Paramètres identiques aux tables de survie et de fertilité

Les paramètres communs aux tables de survie et de fertilité regroupent :

- la première colonne x constitue la colonne des classes d'âge. Chaque classe d'âge correspond à un intervalle de trois jours. Les classes d'âge O_a à O_g représentent les stades préimaginaux. Cependant, les adultes sont caractérisés par les classes d'âge 1 à n ;
- la deuxième colonne P désigne la médiane de chaque classe d'âge ;
- la troisième colonne n_x exprime le nombre de femelles survivantes au début de chaque classe d'âge.

6.1.2. Paramètres spécifiques à la table de survie

Les paramètres spécifiques à la table de survie sont au nombre de sept :

- l_x correspond à la probabilité de survie depuis le stade œuf jusqu'au début de la classe x ;
- d_x représente le nombre de femelles mortes au cours de la classe x ;

- L_x exprime le nombre de classe d'âge x et la classe d'âge $x + 1$;
- T_x est le nombre de classe d'âge x restant au-delà de chacune des classes d'âge ;

$$T_x = \sum_{x=0}^w L_x$$

w = dernière classe d'âge ;

x = classe d'âge de base.

- e_x désigne l'espérance de vie ;

$$e_x = \frac{T_x}{l_x}$$

- q_x exprime la mortalité par classe d'âge ;

$$q_x = \frac{d_x}{l_x}$$

- S_x représente la survie par classe d'âge x .

$$S_x = \frac{n_x}{n_{x-1}}$$

4.7.3. Paramètres spécifiques à la table de fertilité

Les deux paramètres spécifiques à la table de fertilité sont :

- m_x est le nombre moyen de descendants femelles par femelle d'âge x ;
- V_x donne la valeur reproductrice, c'est-à-dire la contribution d'une femelle d'âge x à la population future.

$$\sum_{t=x}^w \frac{l_t}{l_x} \times m_t$$

$t = n$ importe quelle classe d'âge entre x et w .

6.2. Paramètres de croissance

Les paramètres de croissance ont été calculés à partir de ceux obtenus des tables de survie et de fertilité :

- R_0 est le taux reproductif net, c'est-à-dire le nombre moyen de descendants femelles produits par femelle au cours de sa vie ;

$$R_0 = \sum_{x=0}^w l_x m_x$$

- G constitue le temps de génération. C'est l'intervalle de temps moyen entre la naissance des parents et la naissance de leurs descendants ;

$$G = \frac{\sum_{x=0}^w l_x m_x \cdot P}{R_0}$$

- r_m correspond au taux intrinsèque d'accroissement naturel de la population, c'est-à-dire la croissance instantanée exprimée lorsque la population croît dans un environnement non limité et quand la structure d'âge est devenue stable ;

$$r_m = \frac{\ln R_0}{G}$$

- DT exprime le temps de doublement de la population. C'est le temps nécessaire pour que la taille de la population double.

$$DT = \frac{\ln 2}{r_m}$$

7. Analyse statistiques

Le logiciel SPSS.16.0 a été utilisé pour analyser les différents résultats issus des expériences. Les comparaisons des moyennes ont été faites par l'analyse de variance (ANOVA-1) suivi du test de Student-Newman-Keul au seuil de 5% lorsque le F de l'analyse des variances s'est révélé significatif. Cependant, la comparaison des nombres moyens d'œufs pondus respectivement par des femelles élevées en présence des mangues à partir du 12^{ème} jour de leur émergence et celle mise en contact des mangues dès leur émergence, a été réalisée par le Test t de Student au seuil de 5% grâce au logiciel R.2.14.0. Dans ce cas précis, les

données brutes ont été transformées par la formule racine carré de $x+1$ (où x représente le nombre d'œufs pondus par une femelle) avant l'analyse. De même, la durée de la nymphose des mâles et femelles d'une part et celle du développement total des mâles et femelles d'autre part ont été comparé par le Test t de Student au seuil de 5%. Les durées de vie des mâles et femelle a été également comparé par le même test.

II - RESULTATS

1. Accouplement entre les individus mâles et femelles de *B. dorsalis*

1.1. Période d'accouplement

L'observation des couples de *B. dorsalis* dans la cage d'élevage au cours de la journée en présence de lumière (période où les lampes sont allumées ou photophase) n'a montré aucune activité d'accouplement entre les individus mâles et femelles de cette espèce. A 18 heures précises, lorsque les lampes s'éteignaient, il était encore possible d'observer une petite lueur dans la salle d'élevage. A la suite de cet instant des activités d'accouplement entre mâles et femelles ont été observées sur les parois de la cage en utilisant une torche (Figure 33).



Figure 33 : Posture d'accouplement chez *B. dorsalis*

1.2. Durée d'accouplement

L'heure du début d'accouplement entre les individus mâles et femelles de *B. dorsalis* a varié entre 18 heures 03 minutes et 18 heures 30 minutes. De même, l'heure de fin d'accouplement est comprise entre 20 heures 8 minutes et 5 heures 48 minutes. En

conséquence, la durée d'accouplement chez cette espèce a fluctué entre 2,05 et 11,45 heures avec une moyenne de $5,14 \pm 2,97$ heures (Tableau 16 et Annexe 7).

Tableau 16 : Périodes et durée des accouplements chez la souche sauvage de *B. dorsalis* à $27.5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79.5 \pm 3\%$ HR ; 12:12 L:D (n = 30 femelles)

Variations des périodes d'accouplement		Variation des durées d'accouplement (h)	Durée moyenne de l'accouplement (h \pm SD)
Début	Fin		
18h 03mn-18h 30mn	20h 8mn-5h 48 mn	2,05-11,45	5,14 \pm 2,97

2. Organisation des appareils reproducteurs mâle et femelle de *B. dorsalis*

2.1. Appareil reproducteur mâle

L'appareil reproducteur mâle est constitué de deux testicules (gauche et droit) de couleur jaune (Figure 34). Des deux testicules, partent des canaux déférents (gauche et droit) qui aboutissent à l'extrémité de la partie supérieure du conduit éjaculatoire.

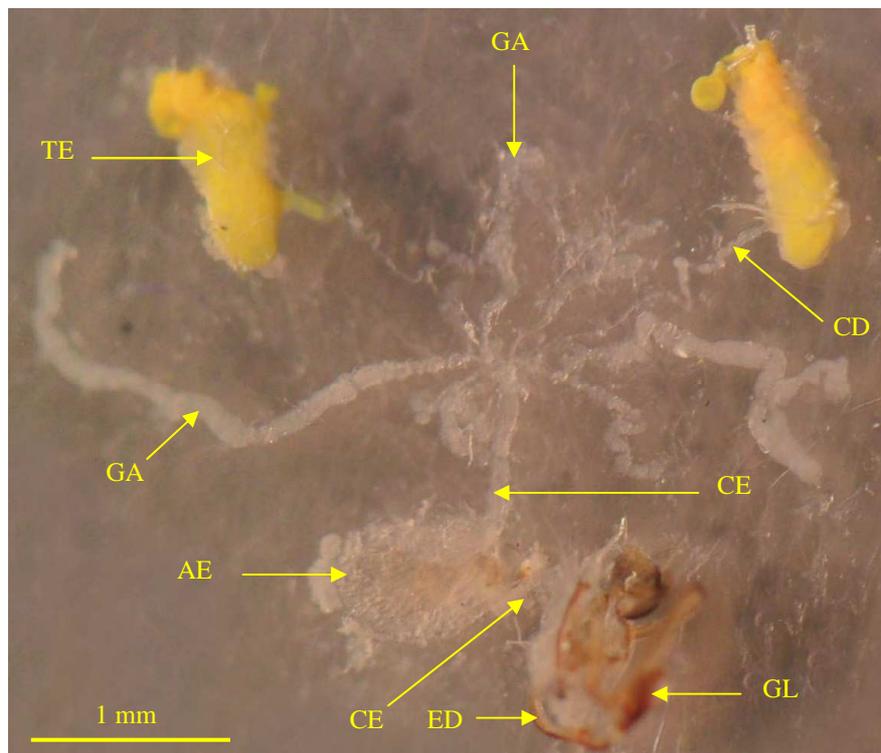


Figure 34 : Appareil reproducteur mâle de *B. dorsalis*

AE : appareil éjaculatoire ; CD : canal déférent ; CE : conduit éjaculatoire ; ED : édéage ; GA : glande accessoire ; GL : gland ; TE : testicule.

De même, quatre paires de glandes accessoires débouchent à l'endroit susmentionné. Le conduit éjaculatoire descend dans l'appareil éjaculatoire. Cet appareil communique avec l'édéage à travers le second conduit éjaculatoire qui est plus court. L'édéage ou le phallus enroulé sur lui-même se termine par le gland.

2.2. Appareil reproducteur femelle

2.2.1. Organisation générale

L'appareil reproducteur des femelles sexuellement matures est constitué de deux ovaires (gauche et droit) se poursuivant par deux oviductes latéraux courts qui fusionnent à leur tour en un oviducte commun ou vagin (Figure 35A). Le vagin communique avec l'ovipositeur par l'intermédiaire du conduit vaginal. Deux spermathèques comportant chacune une poche, débouchent dans le vagin par l'intermédiaire des canaux. En outre, deux glandes collatérales de forme allongée se poursuivant par leurs canaux aboutissent au vagin postérieurement par rapport aux deux canaux des spermathèques.

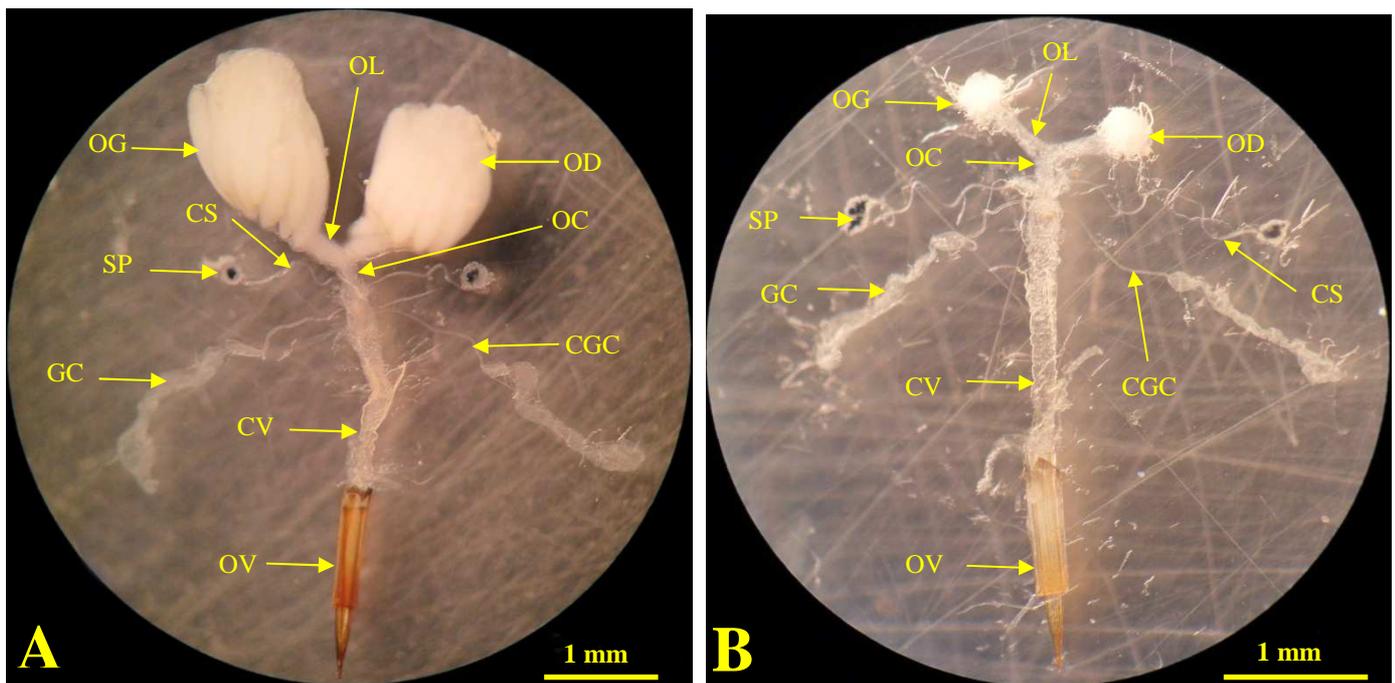


Figure 35 : Appareil reproducteur femelle de *B. dorsalis*

A : femelle disséquée après la maturité sexuelle ; B : femelle disséquée juste après émergence ; CGC : conduit de la glande collatérale ; CS : conduit de la spermathèque ; CV : conduit vaginal ; GC : glande collatérale ; OC : oviducte commun ; OD : ovaire droit ; OG : ovaire gauche ; OL : oviducte latéral ; OV : ovipositeur ; SP : spermathèque.

Chaque ovaire est composé de plusieurs ovarioles (Figure 35A) qui contiennent des ovocytes en cours de développement. L'appareil reproducteur des femelles disséquées juste après leur émergence présente la même organisation que celui des femelles sexuellement matures. Il est caractérisé par des ovaires de très petite taille qui sont constitués d'ovarioles difficilement observables à la loupe. Aucun ovocyte en formation n'est visible (Figure 35B).

2.2.2. Structure de l'ovariole d'une femelle sexuellement mature

Après séparation des germarium des différents ovarioles des ovaires gauche et droit (Figure 36), l'étalement des ovaires a permis l'isolement des ovarioles (Figure 37, A et B). Ces ovarioles de type méroïstique polytrophique sont constitués chacun d'une zone de croissance (germarium), d'une zone de maturation (vitellarium) et de calice ou pédicelle (Figure 37B). Le vitellarium est constitué d'une série linéaire d'ovocytes en formation qui se termine par un ovocyte mûr chorionné. Chaque ovocyte en formation est accompagné de cellules nourricières.

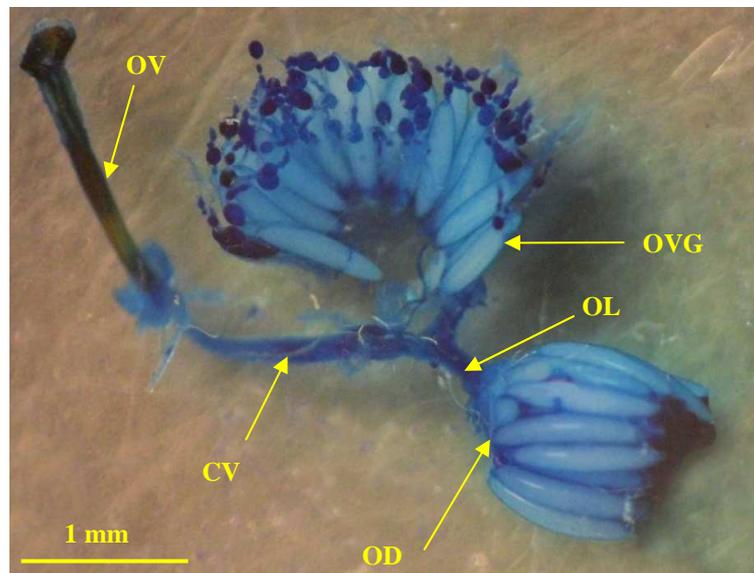


Figure 36 : Appareil reproducteur femelle de *B. dorsalis* montrant les germarium des différents ovarioles de l'ovaire gauche séparés les uns des autres

CV : conduit vaginal ; OD : ovaire droit ; OL : oviducte latéral ; OV : ovipositeur ; OVG : ovariole de l'ovaire gauche.

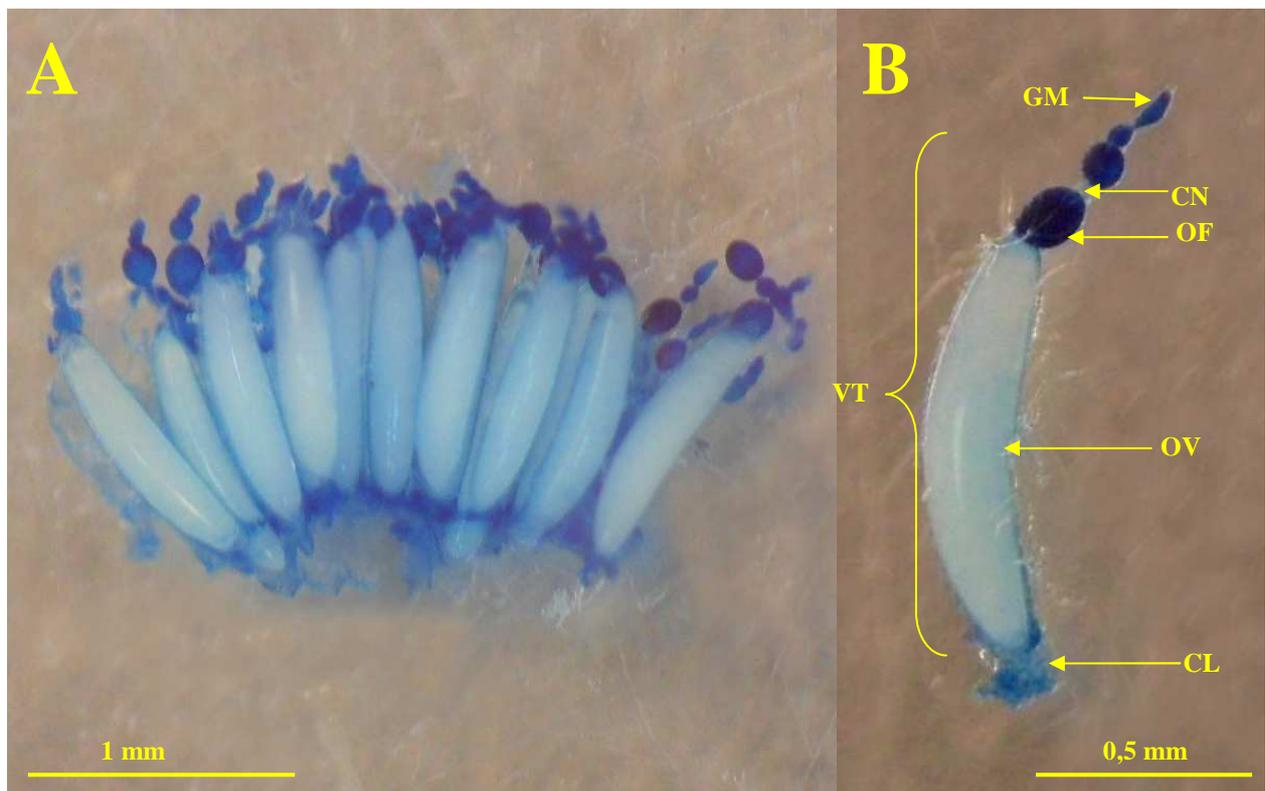


Figure 37 : Ovaire gauche étalé de *B. dorsalis* (A) avec les détails d'un ovariole (B)

CL : calice ; CN : cellules nourricières ; GM : germarium ; OF : ovocyte en cours de vitellogenèse ; OV : ovocyte mûr chorionné, VT : vitellarium.

3. Variation du nombre d'ovarioles dans les ovaires des femelles

L'observation des ovaires des femelles montre que le nombre de leurs ovarioles varie en fonction des individus. Le nombre d'ovarioles au niveau des ovaires gauche et droit ont varié respectivement de 22 à 50 et de 22 à 51 avec un nombre moyen d'ovarioles respectivement égal à $41,06 \pm 4,99$ et $40,87 \pm 5,22$ (Tableau 17 et Annexe 8). Le nombre d'ovarioles par ovaire d'une femelle a varié de 26 à 50,5 avec un nombre moyen d'ovarioles égal à $40,97 \pm 4,72$. Il n'y a pas de différence significative entre le nombre d'ovarioles des ovaires droit et gauche et le nombre d'ovarioles par ovaire d'une femelle ($F = 0,36$; $df = 2$; $P = 0,964$) (Tableau 17).

Tableau 17 : Variation du nombre d'ovarioles des ovaires gauche et droit et par ovaire des femelles de *B. dorsalis* élevées sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ RH ; 12 : 12h LD.

Paramètre enregistrés	Ovaire droit	Ovaire gauche	Par ovaire d'une femelle
Nombre maximal d'ovarioles	51	50	50,5
Nombre minimal d'ovarioles	22	22	26
Nombre moyen d'ovarioles (ovarioles \pm SD)	$40,87 \pm 5,22$	$41,06 \pm 4,99$	$40,97 \pm 4,72$
Statistiques	$F = 0,360$; $df = 2$; $P = 0,964$		
n = 100			

4. Fécondité des femelles et survie des adultes de *B. dorsalis*

4.1. Comportement de ponte et fécondité chez les femelles

L'observation des femelles dans les pots d'élevage, a montré que ces dernières examinent la surface des fruits (mangues) avec leur proboscis et la partie terminale (pointe) de l'ovipositeur avant la ponte. Une fois le site de ponte localisé et propice, la femelle enfonce son ovipositeur dans le fruit les ailes écartées (Figure 38) et fore une loge pour le dépôt des œufs. Le nombre d'œufs pondus par la femelle dans la loge forée varie en fonction du diamètre de cette loge (Figure 39). Ainsi, les femelles de *B. dorsalis* pondent un paquet d'œufs par loge. Le nombre d'œufs pondus par paquet constitue la taille de ponte. Cette taille de ponte a varié entre 1 et 64 œufs par piqûre au cours du suivi des femelles avec une moyenne de $8,83 \pm 2,24$.

Dans nos conditions expérimentales, les 34 femelles de *B. dorsalis* ont pondu au total 18 215 œufs avec 2 149 piqûres dont 99,86% (2146 piqûres) ont été observées au niveau des blessures des mangues. Les 99,15% (18 188 œufs) des œufs pondus ont été comptabilisés après dissection de la partie des mangues portant des traces de piqûres situées au niveau des blessures.



Figure 38 : Posture de ponte d'une femelle de *B. dorsalis* au niveau d'une blessure (pointe de flèche) de mangue

Donc le reste des 27 œufs ont été comptabilisés au niveau de trois piqûres situées sur la partie des mangues non blessées. Seules 136 (6,33%) des 2 146 piqûres observées au niveau des blessures des mangues n'ont montré la présence d'aucun œuf après dissection. Le nombre moyen de piqûres observées par femelle durant toute sa vie est de $63,21 \pm 28,04$ avec la moyenne des piqûres avec œufs et sans œufs qui sont respectivement de $59,21 \pm 26,78$ et de $4 \pm 3,95$ (Tableau 18). La moyenne de piqûres par femelle et par jour est de $1,73 \pm 0,5$. La fécondité moyenne d'une femelle durant toute sa durée de vie est de $535,74 \pm 235,70$ œufs ;

alors que la fécondité moyenne journalière est de $15,22 \pm 5,59$ œufs (Tableau 18). De même, le nombre total d'œufs pondus journalièrement par chaque femelle a varié entre 1 et 134 ; tandis que celui pondus par chacune des 34 femelles jusqu'à leur mort a varié entre 309 et 1168.

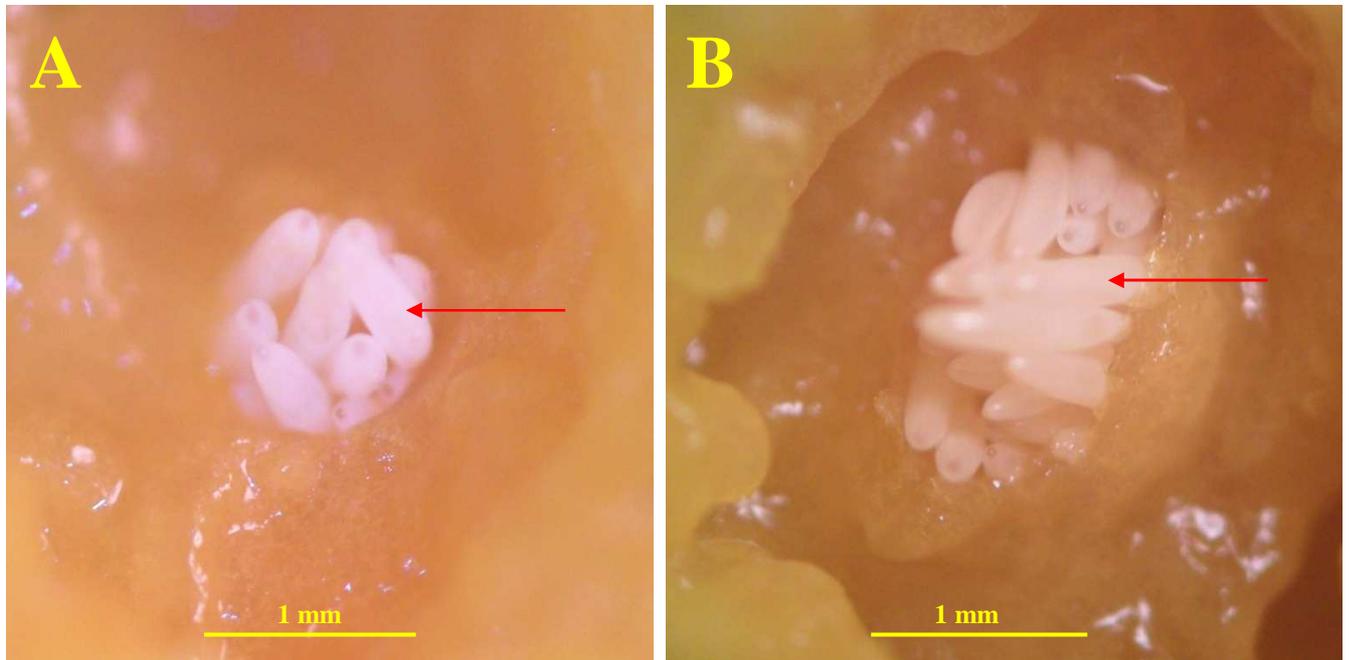


Figure 39: Œufs (pointes des flèches) de *B. dorsalis* dans la pulpe de mangue

A : Loge d'environ 1 mm de diamètre contenant 12 œufs et B : loge d'environ 1,5 mm contenant 43 œufs.

Tableau 18 : Fécondité moyenne et nombre moyen de piqûres observées chez les femelles (n = 34) de *B. dorsalis* élevées sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.

Nombre moyen de piqûres (piqûres \pm SD)*			Fécondité moyenne (œufs \pm SD)*		
Par femelle	Avec œufs	Sans œufs	Par femelle	Journalière par femelle	Par piqûre et par femelle
$63,21 \pm 28,04^a$	$59,21 \pm 26,78^a$	$4 \pm 3,95^b$	$535,74 \pm 235,70^a$	$15,22 \pm 5,59^b$	$8,83 \pm 2,24^b$
$F = 73,520$; $df = 2$; $P < 0,001$			$F = 167,763$; $df = 2$; $P < 0,001$		

*Les moyennes portant la même lettre sur une même ligne ne sont pas significativement différentes (ANOVA suivi du test de Student-Newman-Keul, $P < 0,05$).

Les différentes périodes de l'activité reproductrice de *B. dorsalis* à savoir les périodes de pré-oviposition, d'oviposition et de post-oviposition sont respectivement de $9,85 \pm 2,93$ jours, $39,38 \pm 20,48$ jours et de $2,71 \pm 2,58$ jours (Figure 40).

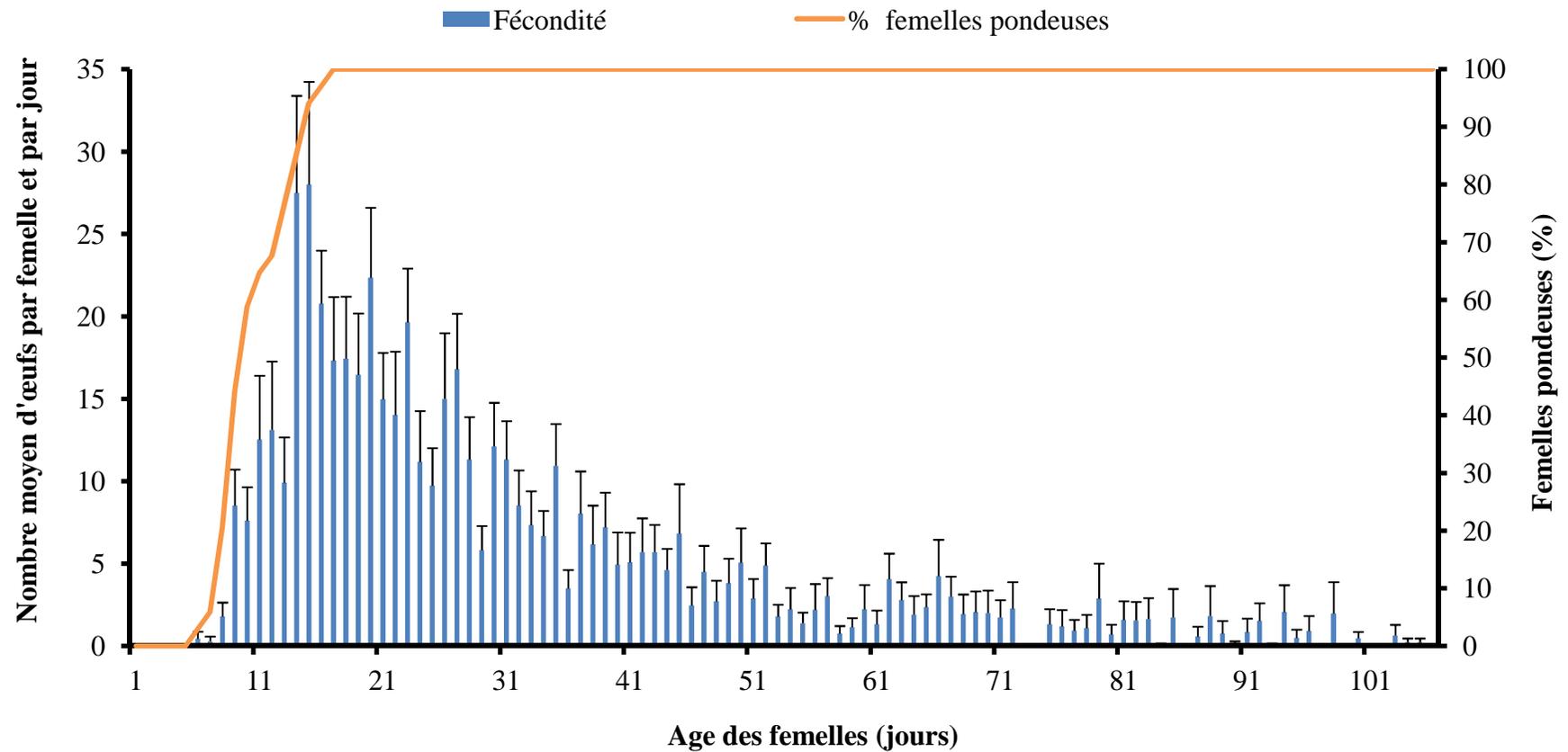


Figure 40 : Fécondité journalière moyenne et pourcentage de femelles pondueuses (n = 34) de *B. dorsalis* sur la mangue en fonction de l'âge à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD

Les différences sont statistiquement significatives entre les trois différentes périodes ($F = 88,691$; $df = 2$; $P < 0,001$). La période d'oviposition est la plus longue et celle de post-oviposition la plus courte. Le nombre d'œufs pondus par les femelles de *B. dorsalis* durant la période d'oviposition a fluctué suivant l'âge de ces dernières (Figure 40). Les femelles ont déposé le maximum d'œufs (12 à 28 œufs) entre le 11^{ème} et le 28^{ème} jour après leur émergence. Au cours de cette période de ponte maximale, la moyenne d'œufs pondus par jour est de $16,56 \pm 5,42$. Le pic de ponte est obtenu au 15^{ème} jour d'émergence. Du 29^{ème} au 105^{ème} jour après émergence, la fécondité a été faible (0 à 10 œufs) avec une moyenne de $2,81 \pm 2,78$ œufs par jour.

4.2. Survie des adultes

La durée moyenne de vie des mâles de *B. dorsalis* est de $55,03 \pm 30,75$ jours alors que celle des femelles est de $51,94 \pm 21,03$ jours. Il n'y a pas de différence significative entre la durée de vie des deux sexes ($t = -0,34$; $df = 65$; $p = 0,72$). Le taux de survie des mâles et femelles est maximal lorsque l'âge de ces derniers est compris respectivement entre 1 et 16 jours et 1 et 20 jours. A partir du 16^{ème} jour, ce taux qui est de 97,06% décroît progressivement chez les mâles jusqu'au 111^{ème} jour où aucun d'entre eux ne survit (Figure 41). Alors que chez les femelles, les mortalités surviennent à partir du 20^{ème} jour (97,06% de survie) jusqu'au 106^{ème} jour.

5. Influence du substrat de ponte sur la fécondité des femelles de *B. dorsalis*

Les 34 femelles mises en présence des mangues à partir du 12^{ème} jour de leur émergence ont commencé par pondre le même jour. Le maximum de ponte n'est observé qu'après $4,43 \pm 2,65$ jours. Le nombre total d'œufs pondus par ces femelles et celui des femelles élevées en présence des mangues dès leur émergence sont respectivement de 4 071 et 6 387 avec un nombre moyen de $119,74 \pm 90,04$ et $187,85 \pm 100,78$ œufs (Tableau 19). Après transformation des données brutes, le Test t de Student montre qu'il y a une différence significative entre le nombre moyen d'œufs pondus par les femelles élevées en absence des mangues dès leur émergence et celles élevées en présence des mangues juste après émergence ($t = -3,0276$; $df = 65$; $p = 0,0035$).

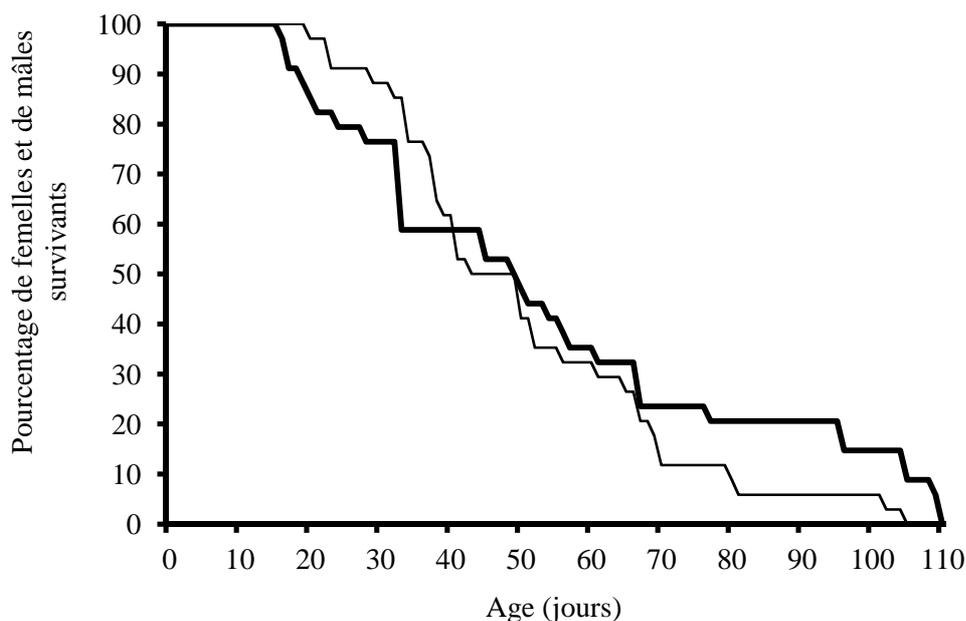


Figure 41 : Pourcentage des adultes (n= 34) de *B. dorsalis* survivants (— femelle ; — mâle), en fonction de l'âge à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD

Tableau 19 : Nombre d'œufs pondus entre le 12^{ème} et le 21^{ème} jour par les femelles (n = 34) de *B. dorsalis* en présence ou absence de mangue juste après leur émergence à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.

Paramètres et statistiques	Femelle + Mangue (dès l'émergence)	Femelle + Mangue (12 ^{ème} j après émergence)
Total d'œufs pondus (34 femelles)	6 387	4 071
Nombre moyen d'œufs pondus par femelle	$187,85 \pm 100,78$	$119,70 \pm 90,04$
Statistiques	$t = -3,0276$; $df = 65$; $p = 0,0035$	

De même, le maximum de ponte chez les femelles mises en présence de la mangue dès leur émergence est obtenu au 15^{ème} jour ; alors que chez celles élevées en absence du substrat de ponte juste après leur émergence, le pic de ponte est déplacé du 15^{ème} au 19^{ème} jour (Figure 42).

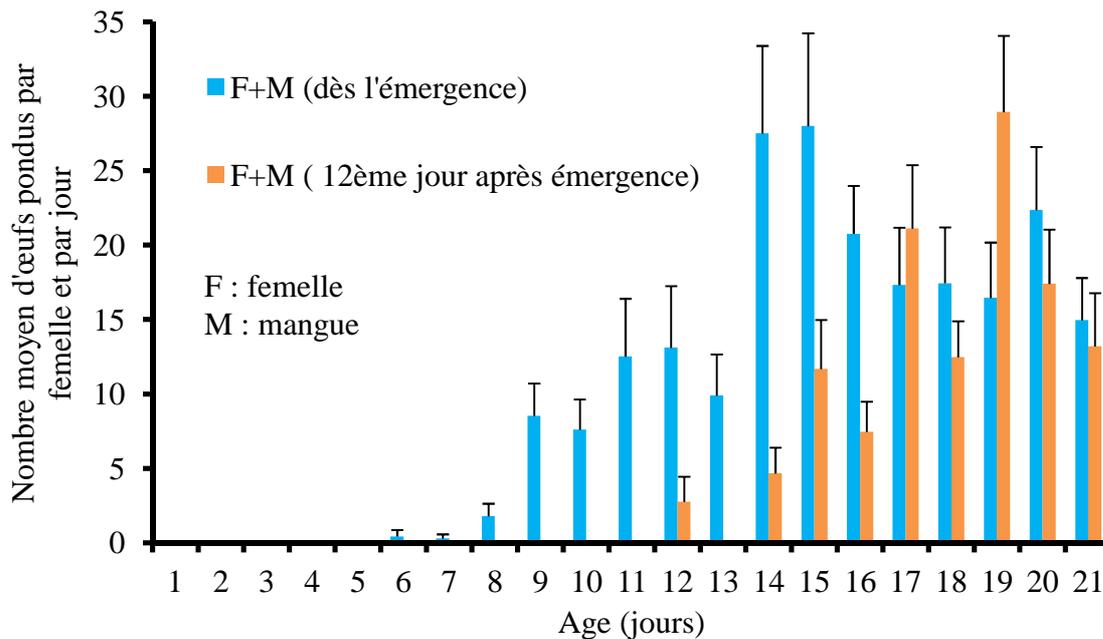


Figure 42 : Variation journalière de pontes des femelles (n = 34) de *B. dorsalis* entre le 12ème et le 21ème jour en présence ou absence de mangue juste après leur émergence à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.

6. Cycle de développement de *B. dorsalis*

6.1. Identification des stades larvaires

6.1.1. Reconnaissance des stades larvaires grâce aux stigmates

L'observation des larves montées entre lame et lamelle a montré que les larves de deuxième et de troisième stade possèdent deux types de stigmates : deux antérieurs et deux postérieurs ; alors que les larves de premier stade ne disposent que de deux stigmates postérieurs (Figure 43). Donc, seules les larves de premier stade ne possèdent pas de stigmates antérieurs. Ce caractère permet de les distinguer des larves du deuxième et troisième stade. Au cours du suivi du développement larvaire, des larves portant encore l'exuvie du stade précédent ont pu être observés (Figure 43).

6.1.2. Reconnaissance des stades larvaires grâce au squelette céphalo-pharyngien

L'organisation du squelette céphalo-pharyngien des larves est un critère supplémentaire de différenciation des stades larvaires. L'utilisation de ce deuxième critère permet une identification formelle du stade larvaire en présence.

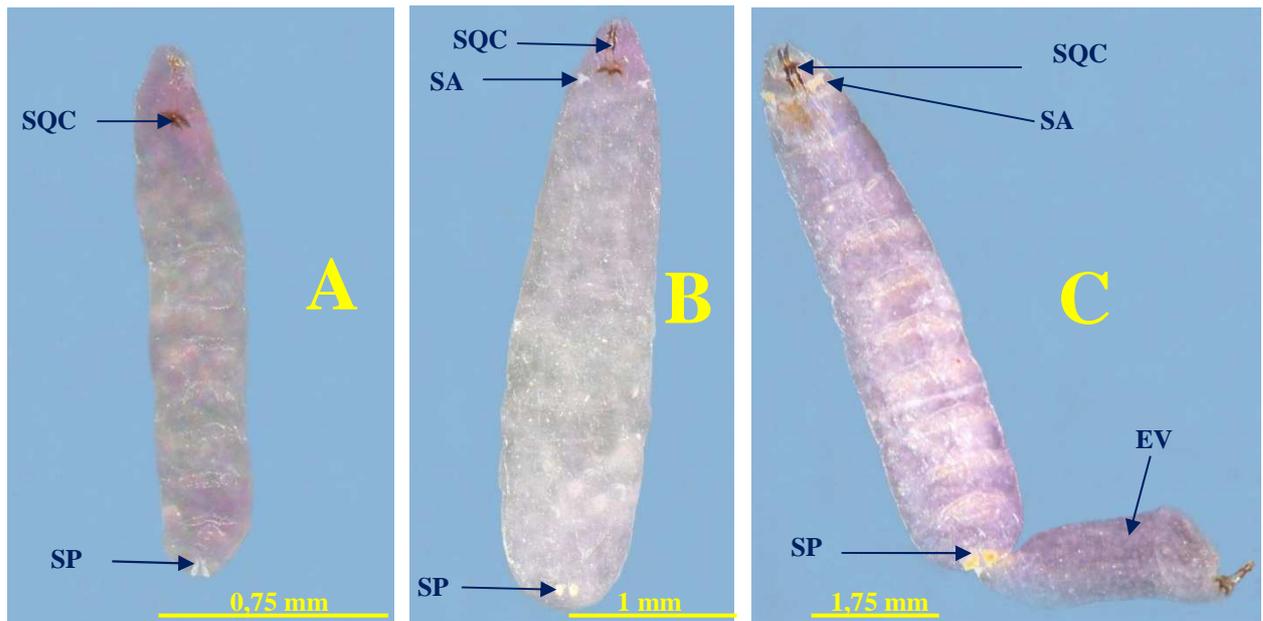


Figure 43: Stigmates chez les stades larvaires de *B. dorsalis*

A : première stade larvaire (24 heures) ; B : deuxième stade larvaire (72 heures) ; C : troisième stade larvaire (96 heures) ; EV : exuvie du deuxième stade larvaire ; SA : stigmate antérieur ; SP : Stigmate postérieur ; SQC : squelette céphalo-pharyngien

En effet, le squelette céphalo-pharyngien des trois stades larvaires a montré la présence de deux crochets buccaux chez chacun de ces trois stades (Figure 44). Chaque crochet buccal du premier et deuxième stade larvaire est constitué d'une dent apicale et subapicale, d'une mandibule et d'un apodème ventral; tandis que celui du troisième stade larvaire ne dispose pas de dent subapicale. En général, le squelette céphalo-pharyngien du premier stade larvaire est plus réduit en taille et ne possède ni sclérites dentaires, ni sclérites labiaux. De même, chez cette larve, les sclérites hypo-pharyngiens étant absents, c'est la partie antérieure de chaque sclérite pharyngien qui se prolonge et s'articule avec la base de l'un des deux crochets buccaux. Seuls les sclérites pharyngiens sont pigmentés au niveau du squelette céphalo-pharyngien du premier stade larvaire. Par contre, les deux sclérites hypo-pharyngiens bien distincts chez les larves de deuxième et troisième stades s'articulent chacun avec l'un des crochets buccaux. En outre, les deux sclérites dentaires sont bien présents chez ces deux stades larvaires. Chez la larve de deuxième stade, à part la pigmentation observée au niveau des sclérites pharyngiens et hypo-pharyngiens, seule la partie basale des crochets buccaux est pigmentée. Toutefois, en plus d'une pigmentation totale observée au niveau des crochets buccaux du troisième stade larvaire, les deux sclérites labiaux sont bien distincts.

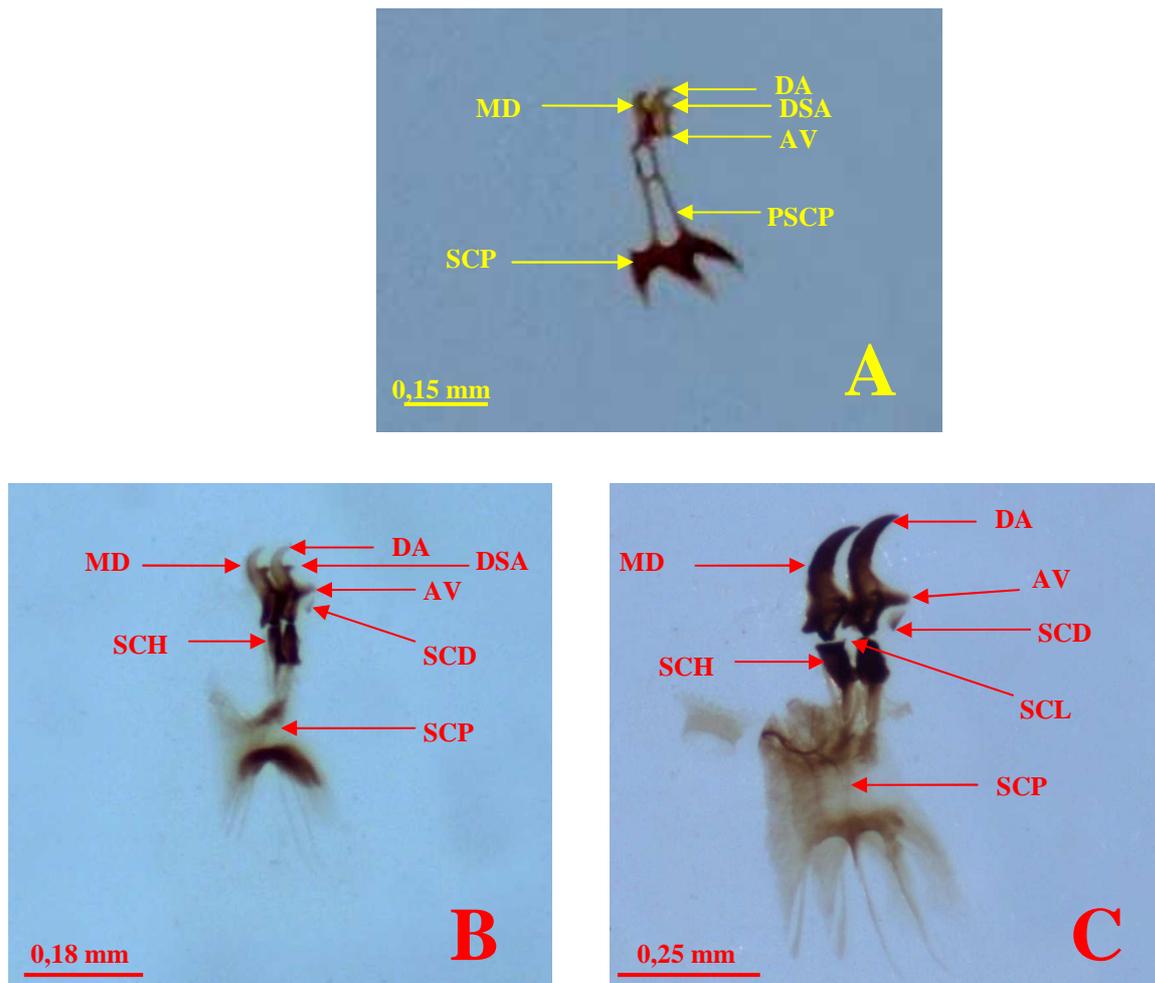


Figure 44 : Squelette céphalo-pharyngien des différents stades larvaires de *B. dorsalis*
 A : premier stade larvaire (48 heures) ; B : deuxième stade larvaire (72 heures) ; C : troisième stade larvaire (96 heures) ; AV : Apodème ventral ; DA : dent apicale ; DSA : dent subapicale ; MD : mandibule ; SCD : sclérite dentaire ; SCH : sclérite hypo-pharyngien ; SCL: sclérite labial ; SCP : sclérite pharyngien.

6.2. Développement et survie des stades pré-imaginaux

A la 48^{ème} heure de suivi du développement de *B. dorsalis* dans les boîtes, $92,67 \pm 4,68\%$ des œufs ont éclos. A cette heure, toutes les larves présentes dans le substrat alimentaire (pulpe de mangue) sont de premier stade (Tableau 20 et Figure 45). A la 76^{ème} heure, $98,83 \pm 0,71\%$ de larves muent en deuxième stade (Tableau 20 et Figure 45); tandis qu'à la 96^{ème} heure, $98,16 \pm 1,01\%$ de larves muent en troisième stade (Figure 45) (Tableau 20).

Tableau 20 : Pourcentage des différents stades pré-imaginaux de *B. dorsalis* au cours du développement à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD

Age (jours)	Nombre d'œufs	Nombre de L ₁	Nombre de L ₂	Nombre de L ₃	Nombre de L ₃ émergées	Nombre de Nymphes
1	100 ± 00	–	–	–	–	–
2	7,33 ± 4,67	92,67 ± 4,68	–	–	–	–
3	–	1,00 ± 0,63	83,17 ± 2,14	–	–	–
4	–	–	1,50 ± 0,83	79,17 ± 2,48	–	–
11	–	–	–	–	73,17 ± 5,38	–
12	–	–	–	–	–	71,67 ± 4,97

L₁ : premier stade larvaire ; L₂ : deuxième stade larvaire ; L₃ : troisième stade larvaire

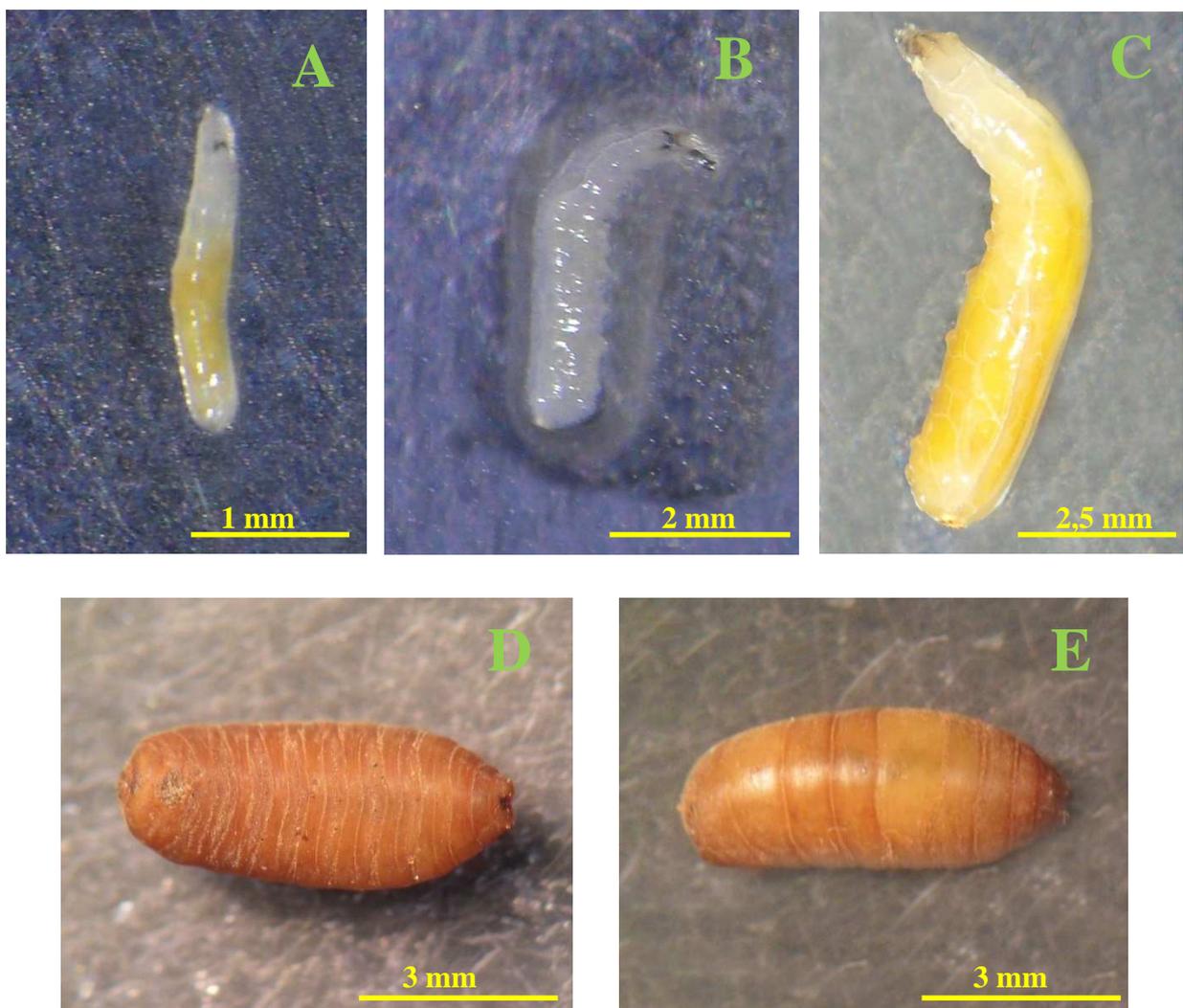


Figure 45 : Stades pré-imaginaux de *B. dorsalis*

A : larve de premier stade ; B : larve de deuxième stade ; C : larve de troisième stade ; D : nymphe (face ventrale) ; E : nymphe (face dorsale).

La durée d'incubation des œufs est comprise entre 1 et 2 jours avec un taux de fertilité de $92,67 \pm 4,68\%$ (Tableau 21). Trois stades larvaires (L_1 , L_2 et L_3) et un stade nymphal ont été identifiés (Figure 45). Les larves du premier et deuxième stade sont apparues respectivement après $1,28 \pm 0,02$ jour d'incubation des œufs et $2,43 \pm 0,04$ jours avec des taux de survie respectifs de $89,86 \pm 2,82\%$ et de $95,18 \pm 1,12\%$ (Tableau 21). Les durées de développement des larves L_1 et L_2 sont respectivement de $1,14 \pm 0,03$ jour et de $1,10 \pm 0,05$ jour. Cependant, les larves de troisième stade sont apparues à $3,52 \pm 0,04$ jours après la ponte et ont séjourné $6,44 \pm 1,15$ jours dans le substrat alimentaire (pulpe de mangue) avec un taux de survie de $92,33 \pm 4,02\%$. Après leur émergence du substrat alimentaire, elles ont mis $1,90 \pm 0,19$ jour pour se transformer en nymphes avec un taux de survie de $97,98 \pm 1,01\%$ (Tableau 21). Ainsi, la durée totale de développement des larves L_3 est de $8,34 \pm 1,13$ jours et celle des trois stades larvaires confondus (L_1 , L_2 et L_3) est égale à $11,35 \pm 1,13$ jours. La durée de la nymphose varie entre 9 et 10 jours (avec une moyenne de $9,37 \pm 0,19$ jours) et le taux de survie des nymphes est de $95,56 \pm 1,95\%$ (Tableau 21). Il n'y a pas de différence significative entre la durée moyenne de la nymphose des individus mâles et femelles ($t = -0,0738$; $df = 10$; $p = 0,9426$) d'une part et celle de développement des mâles et femelles ($t = -0,0146$; $df = 10$; $p = 0,9887$) d'autre part. La durée totale de développement des adultes est comprise entre 20 et 23 jours (avec une moyenne de $21,71 \pm 0,99$ jours).

Tableau 21 : Durée moyenne de développement et taux moyen de survie des stades pré-imaginaux de *B. dorsalis* élevé sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD

Stades de développement	Durée moyenne de développement (jours \pm SD)*	Taux moyen de survie (% \pm SD)*
Œufs	$1,28 \pm 0,02^d$	$92,67 \pm 4,68^{bc}$
L_1	$1,14 \pm 0,03^d$	$89,86 \pm 2,82^c$
L_2	$1,10 \pm 0,05^d$	$95,18 \pm 1,12^{ab}$
L_3 dans le substrat alimentaire (pulpe de mangue)	$6,44 \pm 1,15^c$	$92,33 \pm 4,02^{bc}$
L_3 émergée du substrat alimentaire (pulpe de mangue)	$1,90 \pm 0,19^d$	$97,98 \pm 1,01^a$
Nymphe	$9,37 \pm 0,19^b$	$95,56 \pm 1,95^{ab}$
De l'œuf à l'adulte	$21,71 \pm 0,99^a$	$68,50 \pm 5,13^d$
Tests statistiques	F = 1018 ; $df = 6$; P < 0,001	F = 53,204 ; $df = 6$; P < 0,001

*Les moyennes portant la même lettre dans une même colonne ne sont pas significativement différentes (ANOVA suivi du test de Student-Newman-Keul, $P < 0,05$).

6.3. Sex-ratio

Le sex-ratio (nombre de femelles émergées/nombre de mâles) et le taux d'émergence des adultes (à partir des œufs) sont respectivement de $1 \pm 0,20$ et $68,50 \pm 5,13\%$.

7. Paramètres démographiques de *B. dorsalis*

Les tables de survie et de fertilité de *B. dorsalis* en condition de laboratoire (Annexes 9 et 10) ont été établies à partir du taux de survie des adultes mâles et femelles, de la fécondité moyenne, du taux de fertilité, du taux d'émergence, du sex-ratio et de la durée de développement des descendants mâles et femelles. Ensuite, les paramètres de croissance ont été déduits de ces deux tables.

La probabilité de survie (l_x) décroît suivant les classes d'âge (Annexe 9). Elle fluctue de 1 à 0,72 pour les stades immatures et de 0,68 à 0,02 pour le stade adulte. Par conséquent, l'espérance de vie est élevée pour les stades immatures et adultes sauf pour les classes d'âge 34 et 35. Par contre la probabilité de survie entre la classe d'âge x et la classe d'âge $x+1$ (L_x) diminue du stade œuf à la dernière classe d'âge (105 jours) ; alors que la survie par classe d'âge S_x est relativement élevée pour les stades pré-imaginaux et adultes à l'exception des classes d'âge 23, 27, 34 et 35 (Annexe 9).

Le nombre moyen de descendants femelles par femelle (m_x) a également varié en fonction des différentes classes d'âge (Annexe 10). Le nombre moyen de descendants femelles par femelle est maximal (8 à 23 femelles par femelle) entre les classes d'âge 4-12 et faible pour les autres classes. La valeur reproductive des femelles (V_x) est maximale entre les classes d'âge 1 et 3 et décroît dans les autres classes (Annexe 10).

Le taux reproductif net (R_0), le temps de génération (G), le taux d'accroissement intrinsèque (r_m) et le temps de doublement de la population (DT) sont respectivement de 98,499 descendants femelles par femelle ; 45,635 jours ; 0,101 (10% par jour) et de 6,891 jours (Tableau 22).

Tableau 22 : Paramètres de croissance de *B. dorsalis* élevée sur la mangue à $27,5 \pm 1^\circ\text{C}$; $79,5 \pm 3\%$ HR ; 12 : 12h LD.

Paramètres	Valeurs
Taux reproductif net (R_0)	98,499
Temps de génération (G)	45,635
Taux d'accroissement intrinsèque (r_m)	0,101
Temps de doublement de la population (DT)	6,891

III - DISCUSSION

L'accouplement entre les individus mâles et femelles de la souche sauvage de *B. dorsalis* dans la cage d'élevage commence en début de scotophase (à partir de 18 heures) et se poursuit au cours de la nuit (en l'absence de l'éclairage des lampes). Cette absence d'éclairage caractérisée au début par une lueur dans la salle d'élevage en cette période a constitué probablement l'un des stimuli qui a permis de déclencher l'accouplement chez les individus de cette espèce. En effet, chez beaucoup de Tephritidae tels que *B. dorsalis* (Roan *et al.*, 1954), *B. tryoni* (Barton Browne, 1957), la baisse de l'intensité lumineuse au crépuscule constitue un stimulus pour l'initiation de l'activité sexuelle. La durée d'accouplement (2,05-11,45 heures) étant relativement longue chez cette espèce, constitue une période de fragilité car exposée à d'éventuels prédateurs.

Les résultats portant sur le nombre d'ovarioles par ovaire des femelles de *B. dorsalis* montrent que celui-ci n'est pas constant d'un individu à l'autre (variation intra-spécifique) et conforme aux travaux de Fitt (1990b) réalisés sur des espèces du même genre notamment *B. tryoni* et *B. jarvisi*. Cette variation est probablement liée à la taille des différents individus disséqués. En effet, Fitt (1990b) a montré l'existence d'une nette corrélation positive entre le nombre d'ovarioles par ovaire des femelles de *B. tryoni* et *B. jarvisi* et leur taille (taille des ailes). Le nombre moyen d'ovarioles par ovaire chez la souche togolaise sauvage de *B. dorsalis* est relativement plus élevé que celui obtenu chez des espèces de même genre notamment *B. tryoni* (39 ovarioles) et *B. neohumeralis* (38 ovarioles) qui sont aussi polyphages (Fitt, 1990a). D'une façon générale, Fitt (1990a) a prouvé que les Dacine (Tephritidae) polyphages avaient un nombre d'ovarioles compris entre 35 et 40 et supérieur à celui des oligophages et monophages dont le nombre d'ovarioles variaient entre 8 et 25. *B. dorsalis* étant un polyphage, ce résultat peut s'expliquer aisément.

La presque totalité des piqûres et des œufs pondus a été observé au niveau des blessures des mangues. Les parties blessées des mangues ont probablement libéré des substances volatiles en l'occurrence le dioxyde de carbone qui semble attirer les femelles gravides et favoriser les pontes à ces niveaux (Stange, 1999). Cependant, de faibles proportions de piqûres ne sont pas accompagnées de pontes probablement parce que ces parties piquées ne sont pas propices à l'éclosion des œufs et au bon développement des larves. En effet, selon Yuval et Hendrichs (2000), le comportement des femelles de Tephritidae impliqué dans le choix des sites de ponte conditionne la qualité de leur progéniture. La fécondité moyenne par femelle de *B. dorsalis* dans nos conditions d'étude est similaire à celle obtenue par Salum *et al.* (2013) en milieu ouvert et largement inférieure à celle obtenue par

Ekesi *et al.* (2006) dans les conditions de laboratoire. Cette différence est probablement liée à la source protéique utilisée dans l'alimentation (aliment artificiel) des femelles qui serait plus riche que la nôtre. Yuval et Hendrichs (2000) affirmaient que les protéines étaient indispensables pour l'accomplissement du processus de reproduction chez les adultes (mâles et femelles) de mouches des fruits. Par conséquent, l'ingestion d'une source protéique par des femelles au cours de leur vie, augmente la production des œufs et le maintien d'un taux reproductif élevé chez ces dernières (Hendrichs *et al.*, 1991 ; Cangussu et Zucoloto, 1995 ; Warburg et Yuval, 1996 ; Drew et Romig, 2000).

Sur la mangue, le volume de ponte a varié entre 1 et 64 œufs chez les femelles de *B. dorsalis* alors qu'elle a été de 1 œuf chez *B. oleae* inféodée uniquement à l'olive (Vargas et Nishida, 1985) et de 1 à 3 œufs sur la tomate chez *N. cyanescens* inféodé aux Solanaceae (Brévault *et al.*, 2008). Le nombre d'œufs pondus par paquet (taille de ponte) dépend de la taille des fruits infestés ; les espèces infestant les hôtes de petite taille pondent normalement un petit nombre d'œufs par paquet (Fitt, 1983) pour réduire la compétition intra-spécifique surtout liée à la nourriture des larves et favoriser leur bon développement.

La période de pré-oviposition de la souche sauvage de *B. dorsalis* élevée en conditions semi-naturelles est plus élevée que celle obtenue chez la même espèce (après la 30^{ème} génération) par Ekesi *et al.* (2006). Cette différence est probablement liée aux conditions expérimentales qui ne sont pas absolument les mêmes et à l'origine des souches. La relation entre le type de souche et la durée de la période de l'oviposition a été déterminée par Arakaki *et al.* (1984) ; Foote et Carey (1987). Ces auteurs ont conclu que la période de pré-oviposition de la souche sauvage de *B. dorsalis* était plus longue que celle de la souche de laboratoire.

La durée de vie des adultes mâles et femelles de *B. dorsalis* est la même dans nos conditions d'étude et faible par rapport à celle obtenue au Kenya sur milieu artificiel (Ekesi *et al.*, 2006) et en Côte d'Ivoire sur la mangue (N'Guessan *et al.*, 2011). Les auteurs précités ont montré que les mâles de *B. dorsalis* vivaient plus longtemps que les femelles, probablement à cause du coût de reproduction plus élevée chez les femelles que chez les mâles et des différences hormonales aussi bien comportementales que physiologiques (Vargas et Carey, 1989 ; Carey *et al.*, 1995). Cette différence observée par rapport à nos résultats semble liée aux conditions d'élevage.

La fécondité des femelles mises en présence du substrat de ponte (mangue) dès leur émergence est plus importante que celle des femelles élevées en présence de la mangue à partir du 12^{ème} jour. Ce résultat suggère que la présence du substrat de ponte dès le début de la vie imaginaire des femelles favorise une réalisation rapide de la vitellogenèse et la ponte chez

les femelles de la souche sauvage de *B. dorsalis*. En effet, la plante-hôte est au centre des activités des populations sauvages des espèces de Tephritidae (Drew, 1987). Drew (1987), Drew et Lloyd (1987) ont montré que chez les espèces polyphages de la tribu des Dacini en l'occurrence *B. tryoni*, la plante-hôte représente le site d'alimentation des adultes, de réalisation de la maturité sexuelle des femelles, d'accomplissement de la parade sexuelle et de l'accouplement, de ponte, d'alimentation des larves et de la nymphose. De même, la plus grande proportion d'individus de cette espèce qui arrivaient sur la plante-hôte en fructification (pêcher) était constituée de mâles sexuellement matures et des femelles immatures (Drew et Lloyd, 1987). En conséquence, dans nos conditions d'étude, la ponte des trois femelles de *B. dorsalis* dès leur premier contact (12^{ème} jour) avec la mangue dans les pots d'élevage semble liée à l'action combinée du substrat alimentaire (mélange de farine de soja et du sucre en poudre) qui a servi à leur nutrition avant le 12^{ème} jour, des odeurs de mangues provenant des cages d'élevage voisines et celles des lamelles de mangue utilisée au cours de l'étude du cycle de développement dans la salle d'élevage.

Dans nos conditions expérimentales, la durée d'incubation des œufs de *B. dorsalis* est comprise entre 1 et 2 jours et est similaire avec celle obtenue par Ekesi *et al.* (2006) et Salum *et al.* (2013). Cependant cette durée est de 2 à 3 jours sur la mangue (variété mango), de 3 à 4 jour sur l'orange (N'Guessan *et al.*, 2011) et de 1 à 4 jour sur la goyave (Magid *et al.*, 2012). Ces différences observées sont probablement dues à la méthodologie utilisée dans le suivi de l'éclosion des œufs et aux conditions expérimentales qui sont différentes des nôtres. Les auteurs précités ont suivi l'éclosion des œufs dans la pulpe des divers fruits susmentionnés après leur ponte plutôt que sur des lamelles de ceux-ci à l'air libre. Le taux de survie d'un stade de développement à l'autre est compris entre 89 et 98%. Ce qui montre un faible taux de mortalité d'un stade de développement à l'autre. Ce faible taux de mortalité des différents stades immatures semble lié à la disponibilité des substances nutritives en quantité suffisante dans la mangue (substrat alimentaire des larves) nécessaires à leur développement. Les éléments nutritionnels, la texture et la composition chimique de la pulpe d'un hôte (fruit) détermine sa convenance pour le développement larvaire des mouches des fruits (Papadopoulos *et al.*, 2002). En outre, l'ajout de la pulpe de mangue toutes les 48 heures au substrat alimentaire contenant les larves en développement au cours de nos expériences a probablement annihilé la compétition intra-spécifique entre les larves. Néanmoins, la faible mortalité observée est probablement due à l'état physiologique des individus de ces stades. En général, la mortalité larvaire des mouches des fruits au champ est liée à leurs ennemis naturels (Fletcher, 1987). Parmi ces ennemis naturels figurent les fourmis (Syed, 1969), les

parasitoïdes et les pathogènes (Fletcher, 1987). En outre, les vertébrés peuvent constituer une source de mortalité des larves en développement dans les fruits. En effet, lorsque les oiseaux frugivores et les mammifères (Drew, 1987) consomment les fruits infestés de larves de Tephritidae, ils entraînent par la même action la mort de ces dernières.

La durée totale de développement des mâles et femelles de *B. dorsalis* est proche de celle obtenue sur la mangue (21 jours) et inférieure à celle obtenue sur l'orange (23 jours) (N'Guessan *et al.*, 2011). Ceci s'explique probablement par la disponibilité des substances nutritives à l'instar des carbohydrates (sucre) et l'acidité de la pulpe du fruit dans lequel le développement larvaire s'est effectué. La mangue étant riche en carbohydrates et moins acide fait d'elle un meilleur substrat alimentaire pour le développement rapide des larves des mouches des fruits Chua (1991). L'orange, quant à elle est plus acide (Papachristos *et al.*, 2008), ce qui ralentit probablement le développement des larves de Tephritidae. De même, Ibrahim et Rahman (1982) ont montré l'influence de divers fruits sur le développement larvaire de *B. dorsalis* en termes de poids des pupes obtenues et de la durée du cycle de développement. Ces auteurs ont prouvé qu'en général, la mangue convenait mieux au développement larvaire des mouches des fruits que les *Citrus*. En tenant compte de la durée totale de développement de *B. dorsalis*, cette espèce peut disposer d'environ 17 générations par an confirmant ainsi son multivoltinisme.

L'observation des trois stades larvaires de *B. dorsalis* au cours du suivi du développement des stades pré-imaginaux a permis l'identification des crochets buccaux chez ces derniers. Ces crochets buccaux ont été également observés chez des espèces du genre *Anastrepha* (Frias *et al.*, 2006 ; Dutra *et al.*, 2012), *Bactrocera* (Elson-Harris, 1988, White et Elson-Harris, 1992), *Ceratitis* (Carroll, 1998 ; Frias *et al.*, 2006), *Rhagoletis* (Frias *et al.*, 2006) et *Toxotrypana* (Frias *et al.*, 2006). Les dents sub-apicales retrouvées chez les larves du premier et deuxième stades de *B. dorsalis*, sont absentes chez celle du troisième stade. Toutefois, ces dents sub-apicales ont été bien distinctes chez le troisième stade larvaire de *Ceratitis rosa* Karsch (Carroll, 1998). Généralement, les larves de mouches appartenant à la sous-famille des Dacinae, creusent des tunnels dans la pulpe du fruit au cours de leur développement, décomposent les tissus et les ingèrent avec les bactéries symbiotes présentes dans cette pulpe (Fletcher, 1987). Le passage du premier stade larvaire au deuxième et du deuxième au troisième s'effectue grâce à la mue qui permet le renouvellement de la cuticule. La larve du troisième stade émergée du fruit, se tord, mord la partie postérieure de son abdomen grâce à ses crochets buccaux et prend la forme d'un ressort courbé. La détente du corps provoque un bond. Cette faculté de sauter permet d'une part à la larve de troisième

stade des Dacinae de s'enfoncer dans le sol pour la nymphose (Fitt, 1981b ; Neuenschwander *et al.*, 1981) et d'autre part de fuir d'éventuels prédateurs en particulier les fourmis (Fletcher, 1987). Dans nos conditions d'étude, ce comportement (saut et enfouissement) a été observé au cours de la récupération des larves de troisième stade de *B. dorsalis* émergées de la pulpe de mangue à travers le support grillagé et après leur introduction dans les verres en plastique contenant du sable humidifié et stérilisé pour la nymphose.

Les fluctuations des populations peuvent être prédites par l'analyse des tables de survie et de fertilité (Dajoz, 1974). Le taux reproductif net (R_0) de la souche sauvage de *B. dorsalis* dans nos conditions d'études a été plus faible que celui obtenu chez la souche de laboratoire sur milieu artificiel (Ekesi *et al.*, 2006). Ce faible taux est probablement lié à la faible fécondité journalière obtenue au cours de la période de ponte maximale des femelles. En effet, au cours des travaux, le maximum d'œufs pondus journalièrement par les femelles pendant la période de ponte maximale a varié entre 11 et 28 ; alors que ce nombre a fluctué entre 30 et 80 sur milieu artificiel.

Le taux d'accroissement intrinsèque (r_m) permet de comparer le potentiel reproductif des espèces sous diverses conditions biotiques et abiotiques (Doury et Rojas-Rousse, 1994). Ce taux d'accroissement est sensiblement faible par rapport à celui obtenu chez la souche de laboratoire (0,113) à 28°C (Ekesi *et al.*, 2006). En outre, le temps de génération est réduit chez la même souche de laboratoire (31 jours). En effet, Vargas et Carey (1989) ont montré qu'en général, le taux d'accroissement intrinsèque est élevé et le temps de génération est court pour une souche de laboratoire par rapport à une souche sauvage. La valeur reproductrice (V_x) de *B. dorsalis* montre que les femelles de classes d'âge 4 à 12 (9 à 36 jours après émergence) produisent plus de descendants que les femelles des autres classes d'âge. Nos résultats montrent que *B. dorsalis* est capable de doubler l'effectif de sa population en 7 jours. Cette durée est proche de celle obtenue par Ekesi *et al.* (2006) chez la même espèce (6 jours). Elle est égale à celle observée chez *D. ciliatus* (Vayssières *et al.*, 2008a).

Les différents résultats obtenus, constituent une base de données sur les capacités reproductrices et du développement de *B. dorsalis* élevée sur son hôte principal (mangue) grâce à un substrat alimentaire local moins coûteux (farine de soja et sucre en poudre) dans les conditions semi-naturelles au sud du Togo. Ceci constitue un atout indéniable pour l'étude des interactions entre ce déprédateur de fruits d'importance économique et les parasitoïdes indigènes voire introduits, dans une perspective d'une gestion biologique efficace et durable de ce ravageur au Togo en particulier et dans la sous région en générale.

DISCUSSION, CONCLUSION GENERALES ET PERSPECTIVES

Sur les 35 espèces de Tephritidae inventoriées au sud du Togo, les frugivores sont les plus importants. Parmi ces ravageurs carpophages, 2 espèces allogènes du genre *Bactrocera* (*B. dorsalis* et *B. cucurbitae*) et deux espèces indigènes du genre *Ceratitidis* (*C. cosyra*, *C. capitata*) sont signalées dans plusieurs pays africains comme étant d'importance économique (Mwatawala *et al.*, 2009 ; Jemâa *et al.*, 2010 ; Ouedraogo, 2011 ; Vayssières *et al.*, 2014). Originaire d'Asie, *B. dorsalis* a été identifié pour la première fois au Togo en 2004 (Drew *et al.*, 2005). Après son introduction à partir du Kenya en 2003, elle a été identifiée comme étant une nouvelle espèce : *Bactrocera invadens* Drew, Tsuruta et White en 2005. Cependant, grâce aux paramètres morphologiques, moléculaires, cytogénétiques, comportementaux et chémoécologiques *B. invadens* est mis en synonymie avec *B. dorsalis* (Schutze *et al.*, 2014a, 2014b). L'aire de répartition de *B. dorsalis* s'étend actuellement à l'ensemble des régions ouest, centre et est-africaines (De Meyer *et al.*, 2010). Depuis son introduction, les pertes de rendements amputables à cette espèce sur la mangue à travers l'Afrique sont estimées comprises entre 30 et 80% (Ekesi *et al.*, 2006 ; Vayssières *et al.*, 2009d). Quant à *B. cucurbitae* signalé récemment en Afrique de l'Ouest et au Togo (Vayssières *et al.*, 2007), il attaque les Anacardiaceae (Vayssières *et al.*, 2007 ; Mwatawala *et al.*, 2010 ; N'Dépo *et al.*, 2010), les Caricaceae (Mwatawala *et al.*, 2010), les Fabaceae (Allwood *et al.*, 1999), les Rutaceae (Umeh *et al.*, 2008 ; N'Dépo *et al.*, 2010 ; Vayssières *et al.*, 2010a), les Solanaceae (Mwatawala *et al.*, 2010) ; mais surtout les Cucurbitaceae (Quilici et Jeuffrault, 2001 ; White, 2006 ; Mwatawala *et al.*, 2009). Tout comme *B. dorsalis*, elle est multivoltine et peut se retrouver tout au long de l'année (Christenson et Foote, 1960 et Fletcher, 1987). Dans nos conditions d'étude et comparativement à *B. dorsalis*, la prévalence de *B. cucurbitae* et les taux d'infestation de ce ravageur observés sur les fruits ont été très faibles dans les deux zones d'étude. Cette espèce ayant un nombre d'hôtes relativement limité (oligophage) (CABI, 2014b), ne favorise probablement pas son pullulement dans les zones d'études comme *B. dorsalis* qui est polyphage. En outre, les faibles prévalences de *B. cucurbitae* sont peut-être liées à ses capacités reproductrices qui sont absolument différentes de celles de *B. dorsalis*. Pour plus d'éclaircissement, il serait souhaitable d'étudier sa biologie et de déterminer ses paramètres démographiques en conditions semi-naturelles comme *B. dorsalis*. Contrairement à *B. cucurbitae*, *C. cosyra* est une espèce endémique à l'Afrique (Steck, 2003) et inféodée principalement à la mangue (Lux *et al.*, 2003b). Cette espèce qui est très nuisible à la mangue en Afrique de l'Ouest, est presque inexistante dans les zones forestière et de savane guinéenne (Vayssières *et al.*, 2014). Effectivement, au cours de nos travaux, *C. cosyra* a été quasi-absente durant toute la période des captures dans les deux zones écologiques (avec des

prévalences fluctuant entre 0,03 à 0,1 en zone forestière et 0,08 mouche/piège/jour au maximum en zone savanicole). Ceci peut être lié aux conditions climatiques défavorables (probablement à l'humidité relative élevée toute l'année) au développement de cette espèce. Cependant, elle présente des prévalences relativement élevées avec un pic à la fin de la saison sèche dans les zones soudanienne et sahélienne (Ouedraogo, 2011 ; Vayssières *et al.*, 2009c, 2014). En général, ses prévalences sont faibles par rapport à celles de *B. dorsalis* dans ces zones. Cette observation s'explique probablement par le déplacement de *C. cosyra* par *B. dorsalis*. En effet, des études réalisées au Kenya ont montré que, juste après l'introduction de *B. dorsalis*, les prévalences de *C. cosyra* étaient largement supérieures à celles de l'espèce allogène (Ekesi et Mohamed, 2010). Après quelques années, le phénomène inverse a été observé (Ekesi *et al.*, 2009). *B. dorsalis* disposant à la fois de certaines caractéristiques des stratégies *k* (très agressif, très compétitif et s'adapte aux conditions de nouveaux environnements) et *r* (fécondité très élevée) (Ekesi *et al.*, 2006 ; Geurts *et al.*, 2012, Vayssières, communication personnelle) est probablement favorisé et donc domine facilement *C. cosyra*. Cette compétition se manifeste par l'agressivité des femelles de *B. dorsalis* envers celles de *C. cosyra* en les empêchant de pondre (Ekesi *et al.*, 2009). Ces mêmes auteurs ont montré également que la compétition de ressources entre les deux espèces au niveau larvaire, réduisait le poids des pupes et l'effectif des adultes émergents chez *C. cosyra*. En ce qui concerne *C. capitata*, il a été également quasi-absent au cours de nos travaux avec des prévalences maximales de 0,11 et 0,71 mouche/piège/jour respectivement en zones forestière et savanicole. C'est l'espèce la plus répandue du genre *Ceratitis* et probablement le ravageur le plus important du même genre (White et Elson-Harris, 1992). C'est l'un des principaux ravageurs d'agrumes (*Citrus*) au Maghreb notamment en Tunisie (Jemâa *et al.*, 2010). Tout comme *C. cosyra* elle a été probablement déplacée par *B. dorsalis*. En effet, il y a quelques années, *C. capitata* était l'espèce d'importance économique dans les vergers de *Citrus* en Afrique de l'Ouest notamment au Nigéria entre 2000-2001 (Umeh *et al.*, 2004) et au Ghana en 2006 (Appiah *et al.*, 2009). Actuellement, *B. dorsalis* constitue le principal ravageur des *Citrus* dans les pays où il s'est installé à l'instar du Bénin (Vayssières *et al.*, 2010a). Ceci fait penser à une compétition entre ces deux espèces entraînant donc le déplacement de *C. capitata*. Cette observation a été faite en Hawaï, où *B. dorsalis* a déplacé *C. capitata* après son introduction (Duyck, 2005). Ce même auteur affirmait que, depuis l'introduction de *B. dorsalis* en Hawaï, *C. capitata* est le plus souvent restreint au climat plus frais d'altitude où *B. dorsalis* n'est pas présente. Ainsi, *B. dorsalis* présent dans les régions équatoriales et sub-équatoriales d'Afrique (De Meyer *et al.*, 2010), constitue un redoutable ravageur de mangues

et d'agrumes. Une gestion des populations de cette espèce en Afrique sub-saharienne en général et au Togo en particulier est nécessaire pour réduire ses niveaux d'infestation en-dessous des seuils économiques de nuisibilité.

La détermination de la période de pullulement de *B. dorsalis* dans les différentes zones écologiques au cours de nos travaux, est un outil indispensable lors de la gestion des populations de cette espèce. En effet, le contrôle des populations de ce déprédateur de fruits à court terme permettra de rehausser le revenu des producteurs. Pour se faire, l'application des techniques telles que (i) l'utilisation de Spinosad, Mazoferm et de *Metarhizium anisopliae*, (ii) la prophylaxie, (iii) le piégeage (Ekesi *et al.*, 2011, 2014 ; Vayssières *et al.*, 2009e ; Zakari-Moussa *et al.*, 2012, 2014) ayant prouvé leur efficacité dans les pays environnants du Togo et ailleurs en Afrique, est à envisager. En tenant compte du site de localisation des différents stades de développement de *B. dorsalis* observés au cours de nos travaux réalisés sur la biologie de cette espèce, l'approche gestion intégrée constitue la meilleure stratégie pour renforcer les économies des systèmes de production (Vayssières *et al.*, 2009a, Ekesi *et al.*, 2010). Par conséquent, la combinaison des différentes techniques précitées et leur application au moment opportun (en tenant compte des seuils économiques de nuisibilité calculés au Bénin pour les mêmes espèces de Tephritidae (Vayssières *et al.*, 2009d)), permettra de réduire le niveau d'infestation de *B. dorsalis* dans les vergers au sud du Togo. Toutefois, dans le souci de gérer à long terme ce ravageur allogène (*B. dorsalis*), hormis les techniques susmentionnées, d'autres sont à envisager.

L'inventaire des ennemis naturels des mouches des fruits a été effectué à cet effet dans quelques pays en Afrique (Lux *et al.*, 2003b ; Vayssières *et al.*, 2011b, 2012) pour identifier les parasitoïdes associés à ces ravageurs en général et à *B. dorsalis* en particulier. En général le taux de parasitisme de ces ennemis naturels a été faible par rapport à *B. dorsalis*. Ce même constat est fait au cours de nos travaux d'incubation des fruits. Ce faible taux de parasitisme de *B. dorsalis* par les parasitoïdes indigènes s'explique probablement par le phénomène d'encapsulation. En effet, l'évaluation des capacités reproductives d'un parasitoïde indigène, *Tetrastichus giffardii* Silvestri (Hymenoptera : Eulophidae) sur *B. dorsalis* au Kenya, a montré l'encapsulation des œufs de ce parasitoïde au sein des larves du ravageur (Mohamed *et al.*, 2006). Le phénomène d'encapsulation est généralement lié au système immunitaire de l'hôte à travers ses hémocytes qui vont permettre la formation d'une capsule autour de l'intrus (parasitoïde) et le tuer probablement par asphyxie ou émission de composés toxiques (Carton et Nappi, 1997 ; Wajnberg et Ris, 2007). *B. dorsalis* étant une espèce allogène, il est donc souhaitable de se tourner vers ses ennemis naturels en provenance de son milieu naturel.

C'est dans ce contexte de lutte biologique classique contre *B. dorsalis* que deux espèces d'Opiinae (*F. arisanus* et *D. longicaudata*) ont été introduits en Afrique. Ces 2 espèces ont montré leur efficacité en lutte biologique classique contre *B. dorsalis* en Polynésie française (Vargas *et al.*, 2007, 2012b). Des études de laboratoire au Kenya ont montré que *F. arisanus* et *D. longicaudata* étaient efficaces contre *B. dorsalis* et donc pouvaient être utilisés en contrôle biologique contre ce ravageur (Mohamed *et al.*, 2010 ; Appiah *et al.*, 2013 ; Merkel, 2014). Toutefois, la lutte biologique classique est très complexe à réaliser avec des risques encourus comme l'attaque d'une espèce non cible, qui peut entraîner un déséquilibre écologique (Boettner *et al.*, 2000; Louda *et al.*, 2003). C'est le cas de *D. tryoni* associé à la mouche *C. capitata* sur le café en Hawaï, qui a été déplacé par *F. arisanus* après son introduction dans ladite région pour lutter contre *B. dorsalis* (espèce allogène) (Clancy, 1950; Bess *et al.*, 1961). Ce déplacement a obligé *D. tryoni* à s'attaquer à *Eutreta xanthochaeta* Aldrich (Tephritidae non frugivore) qui est introduit du Mexique en Hawaï pour contrôler *Lantana camera* L. (plante adventice). Il est donc nécessaire de prendre des dispositions pour minimiser les risques encourus. Ces dispositions consistent à respecter scrupuleusement les recommandations de la FAO (1996) en matière de lutte biologique classique. En ce qui concerne le Togo, il est important de poursuivre les études sur les relations tri-trophiques (Plantes-Tephritidae-Parasitoïdes) au sud, au centre et au nord pour contribuer à l'application de cette méthode dans ledit pays en particulier et en Afrique en général.

Nos études entamées au sud du Togo sur les relations tri-trophiques ont actuellement permis d'identifier 35 espèces de Tephritidae. Dans nos conditions d'étude, *B. dorsalis* a été l'espèce la plus abondante, la plus fréquente et l'espèce dominante dans les différentes localités prospectées et a été retrouvée sur 17 des 25 plantes hôtes identifiées. La zone écologique IV est plus diversifiée en Tephritidae que la zone écologique V. Ces deux zones sont similaires sur le plan de la diversité en mouches des fruits. De même, les différentes localités prospectées dans chacune des différentes zones écologiques sont similaires entre elles au niveau diversité en Tephritidae.

Neuf espèces de parasitoïdes sont identifiées dans les zones écologiques IV et V. La zone écologique IV est plus riche en parasitoïdes que la zone V. *Trichopria sp.* a été l'espèce la plus abondante, la plus fréquente dans ces zones. Toutefois, les taux de parasitisme des ces différents ennemis naturels par rapports à leurs hôtes ont été variables et relativement faibles.

L'étude de la biologie de *B. dorsalis* a montré que, les femelles de cette espèce possèdent en moyenne 41 ovarioles par ovaire et sont capables de pondre $535,74 \pm 235,70$ œufs au cours de leur vie. Ce potentiel de fécondité élevé combiné à un faible temps de

doublément de la population avec un taux d'accroissement relativement élevé, prédisposent cette espèce à une colonisation rapide et facile de différentes zones écologiques favorables à son développement provoquant par conséquent d'énormes dégâts aux fruits. Les piqûres des femelles de *B. dorsalis* ne sont pas toujours accompagnées de pontes d'œufs. Cependant, les traces de piqûres laissées sur les fruits déprécient leur valeur marchande et constituent des portes d'entrée d'autres parasites (bactéries, champignons). La durée du développement totale de cette espèce étant relativement faible, lui permet d'avoir plusieurs générations au cours de l'année. Ceci permet à ce déprédateur de pouvoir maintenir ses populations grâce aux plates-hôtes sauvages telles que *T. catappa* et *I. gabonensis* en absence de son hôte de prédilection qui est la mangue.

Compte tenu d'importants résultats obtenus sur la diversité et l'écologie des espèces de Tephritidae frugivores d'importance économiques, mais circonscrits aux zones écologiques IV et V au sud du Togo ; et vue la non disponibilité de base de données sur la biologie des parasitoïdes associés à ces mouches et surtout les pertes que ces frugivores occasionnent, il est pressant de :

- planifier et d'appliquer une méthode de gestion intégrée efficiente des populations de *B. dorsalis* dans les vergers au sud du Togo en tenant compte des périodes de pullulement de ce ravageur carpophage. Ceci permettra à court terme de réduire ses niveaux d'infestation en dessous des seuils économiques de nuisibilité. A cet effet, une campagne de sensibilisation et de formation de tous les acteurs impliqués dans la filière fruitière sera nécessaire pour la réussite de la mise en œuvre de cette méthode ;
- étendre le suivi des fluctuations de prévalence des Tephritidae carpophages à partir des piègeages (paraphéromones et appâts alimentaire), au centre et au nord du Togo où le climat est soudanien, afin de déterminer les périodes et les causes de leur pullulement. Ceci constituera un outil d'aide à la prise de décisions dans la lutte contre ces déprédateurs de fruits dans ces zones;
- évaluer les paramètres démographiques et la spécificité parasitaire des parasitoïdes indigènes voire allogènes en conditions de laboratoire vis-à-vis de *B. dorsalis*. La disponibilité de ces paramètres constituera une base qui contribuera à la mise en place et à l'application de la lutte biologique classique contre *B. dorsalis* au Togo en particulier et en Afrique en général en minimisant les risques encourus. Ceci permettra de gérer à long terme les populations de ce ravageur carpophage,
- identifier s'il y a une variabilité génétique au sein des populations de *B. dorsalis* grâce au code-barres. En effet, l'existence d'une variabilité génétique au sein de ce ravageur

carpophage peut lui permettre de mieux s'adapter au milieu ; mais surtout de mieux résister aux traitements insecticides et de présenter des réponses comportementales spécifiques vis-à-vis de ses ennemis naturels. Ainsi, l'évaluation de la variabilité génétique chez cette espèce contribuera à une meilleure gestion des populations de ce déprédateur de fruits.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- Abdullahi G., Obeng-ofori D., Afre-Nuamah K. & Billah M. K. (2011).** Perception of Ghanaian mango farmers on the pest status and current management practices for the control of the African invader fly *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae). *New York Science Journal* **4**, 74-80.
- Adebayor R. A. & Akinbola S. T. (2014).** Distribution pattern and host preference of African invader fly, *Bactrocera invadens* (Drew, Tsuruta and White) [Diptera: Tephritidae] in Akure and its environs. *Molecular Entomology* **5**, 1-5.
- Adler M. I., Cassidy E. J., Fricke C. & Bonduriansky R. (2013).** The lifespan-reproduction trade-off under dietary restriction is sex-specific and context-dependent. *Experimental Gerontology* **48**, 539-548.
- AFPP (2004).** Répertoire terminologique en protection des plantes. Commission des essais biologiques, 4^e édition, Paris, France, 92p.
- Al-Ali S., Al-Neamy K., Abbas S. A. & Abdul-Masih A. M. (1977).** On the life history of the safflower fly, *Acanthiophilus helianthi* Rossi (Diptera: Tephritidae) in Iraq. *Zeitschrift für Angewandte Entomologie* **83**, 216-223.
- Allwood A. J. & Drew R. A. I. (1997).** Management of fruit flies in the Pacific. A regional symposium, Nadi, Fiji 28-31 October 1996. ACIAR Proceedings, No. 76, 267p.
- Allwood A. J., Chinajariyawong A., Kritsaneepaiboon S., Drew R. A. I., Hamacek E. L., Hancock D. L., Hengsawad C., Jipanin J. C., Jirasurat M., Kong Krong C., Leong C. T. S. & Vijaysegaran S. (1999).** Host plant records for fruit flies (Diptera: Tephritidae) in Southeast Asia. *The Raffles Bulletin of Zoology*, Supplement No 7, 1-92p.
- Aluja M. (1994).** Bionomics and management of *Anastrepha*. *Annu. Rev. Entomol.* **39**, 155-178.
- Aluja M. & Mangan R. L. (2008).** Fruit fly (Diptera: Tephritidae) host status determination: Critical conceptual, methodological, and regulatory considerations. *Annual Review of Entomology* **53**, 473-502.
- Amevoin K., Sanbena B. B., Nuto Y., Gomina M., De Meyer M. & Glitho I. A. (2009).** Les mouches des fruits (Diptera: Tephritidae) au Togo: Inventaire, prévalence et dynamique des populations dans la zone urbaine de Lomé. *International Journal of Biological and Chemical Sciences* **3**, 912-920.
- Anderson D. T. (1963).** The larval development of *Dacus tryoni* (Frogg) (Diptera: Trypetidae). I. Larval instars, imaginal discs, and haemocytes. *Aust. J. Zool.* **11**, 202-218.

- Appiah E. F., Afreh-Nuamah K. & Obeng-Ofori D. (2009).** Abundance and distribution of the Mediterranean fruit fly *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae), in late Valencia citrus orchards in Ghana. *International Journal of Tropical Insect Science* **29**, 11-16.
- Appiah E. F., Ekesi S., Salifu D., Afreh-Nuamah K., Obeng-Ofori D., Khamis F. & Mohamed S. A. (2013).** Effect of temperature on immature development and longevity of two introduced opiine parasitoids on *Bactrocera invadens*. *J. Appl. Entomol.* **137**, 571-579.
- Arakaki N., Kuba H., Soemori H. (1984).** Mating behavior of the oriental fruit fly, *Dacus dorsalis* Hendel (Diptera: Tephritidae). *Appl. Entomol. Zool.* **19**, 42-51.
- Ashri A. & Knowles P. F. (1960).** Cytogenetic of safflower (*Carthamus tinctorius* L.) Species and their hybrids. *Agronomy Journal* **52**, 11-17.
- Ashri A (1971).** Evaluation of the world collection of safflower, *Carthamus tinctorius* L. II, Resistance to the safflower fly, *Acanthiophilus helianthi* R. *Euphytica* **20**, 410-415.
- Askew R. R. & Shaw M. R. (1986).** Parasitoid communities: their size, structure and development. In: J. K. Waage & D. Greathead. (eds.), *Insect parasitoids*. Academic Press, London, 225-264.
- Baloch G. M. & Khan A. G. (1973).** Biological control of *Carduus species*. II. Phenology, biology and host specificity of *Terellia serratulae* L. (Diptera: Tephritidae). *Commonwealth Institute of Biological Control Technical Bulletin* **16**, 1-22.
- Barat J. (2012).** La filière fruits et légumes : Données chiffrées et recherches de solutions. In : Acte du séminaire : « Quel avenir pour les productions des fruits et légumes en Europe ? », Romans Sur Isière, 21-22 mars 2012.
- Barton Browne L. (1957).** The effect of light on the mating behavior of the Queensland fruit fly *Strumeta tryoni*. *Aust. J. Zool.* **5**, 145-158.
- Bateman M. A. (1972).** The ecology of fruit flies. *Annual Review of Entomology* **17**, 493-518.
- Begon M., Harper J. L. & Townsend C. R. (1996).** Ecology, individuals, populations and communities. Blackwell Scientific Publications, London, UK, 1068p.
- Benelli G., Canale A., Bonsignori G., Ragni G., Stefanini C. & Raspi A. (2012).** Male Wing Vibration in the Mating Behavior of the Olive Fruit Fly *Bactrocera oleae* (Rossi) (Diptera: Tephritidae). *Journal of Insect Behavior* **25**, 590-603.
- Berube D. E. (1978).** Larval descriptions and biology of *Tephritis dilacerata* (Diptera: Tephritidae), a candidate for the biocontrol of *Sonchus arvensis* in Canada. *Entomophaga* **23**, 69-82.

- Bess H. A., van den Bosch R. & Haramoto F. H. (1961).** Fruit fly parasites and their activities in Hawaii. *Proceedings of the Hawaii Entomological Society* **17**, 367-578.
- Billah M. K., Kimani-Njogu S. W., Wharton R. A., Woolley J. B. & Masiga D. (2008).** Comparison of five allopatric fruit fly parasitoid populations (*Psytalia* species) (Hymenoptera: Braconidae) from coffee fields using morphometric and molecular methods. *Bulletin of Entomological Research* **98**, 63-75.
- Birke A., Aluja M., Greany P., Bigurra E., Perez-Staples D & McDonald R. (2006).** Long aculeus and behavior of *Anastrepha ludens* render gibberellic acid ineffective as an agent to reduce 'Ruby Red' grapefruit susceptibility to the attack of this pestiferous fruit fly in commercial groves. *J. Econ. Entomol.* **99**, 1184–1193.
- Boettner G. H., Elkington J. S. & Boettner C. J. (2000).** Effects of a biological control introduction on three nontarget native species of Saturniid moths. *Conservation Biology* **14**, 1798-1806.
- Bokonon-Ganta A. H., McQuate G. T., Messing R. H. & B Jang E. (2013).** Release and establishment of the parasitoid *Diachasmimorpha kraussii* against the tephritid fruit fly *Bactrocera latifrons* in Hawaii. *J. Insect Sci.*, doi: 10.1673/031.013.0701.
- Boller E. F., Haisch A. & Prokopy R. J. (1970).** Ecological and behavioural studies preparing the application of the sterile-insect-release-method (SIRM) against *Rhagoletis cerasi*. Presented at Int. At. Energy Agency Symp. Athens, 1970. Sterility Principle for Insect Control or Eradication.
- Boller E. F. & Prokopy R. J. (1976).** Bionomics and management of *Rhagoletis*. *Annual Review of Entomology* **21**, 223-246.
- Bower C. C. (1975).** The ecology and behaviour of the larvae of the Queensland Fruit Fly, *Dacus tryoni* (Frogg.). *PhD Thesis*, University of Sydney, Sydney, 257p.
- Bremer K. (1994).** Asteraceae Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon, USA, 752p.
- Brévault T., Duyck P. F. & Quilici S. (2008).** Life-history strategy in an oligophagous tephritid: the tomato fruit fly, *Neoceratitis cyanescens*. *Ecological Entomology* **33**, 529-536.
- Brunel J. F., Hiepkö P. & Scholz H. (1984).** *Flore analytique du Togo, Phanérogames*. GTZ, Eschborn, 571p.
- Bush G. L. (1969).** Mating behaviour, host specificity, and the ecological significance of sibling species in frugivorous flies of the genus *Rhagoletis*. *Am. Nat.* **103**, 669-672.

- CABI (2014a).** *Bactrocera invadens*. Disponible à: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/8714>. Consulté le 16 Août, 2014.
- CABI (2014b).** *Bactrocera cucurbitae*. Disponible à: <http://www.cabi.org/isc/datasheet/8714>. Consulté le 16 Août, 2014.
- Cangussu J. A. & Zucoloto F. S. (1995).** Self-selection and perception threshold in adult females of *Ceratitis capitata* (Diptera, Tephritidae). *J. Insect Physiol.* **41**, 223-227.
- Carey J. R., Liedo P., Orozco D., Tatar M. & Vaupel J. W. (1995).** A male-female longevity paradox in medfly cohorts. *Journal of Animal Ecology* **64**, 107-116.
- Carroll L. E. (1998).** Description of the third instar larva of *Ceratitis rosa* Karsch (Diptera: Tephritidae). *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **100**, 88-94.
- Carton Y. & Nappi A. J. (1997).** *Drosophila* cellular immunity against parasitoids. *Parasitology Today* **13**, 218-227.
- Carvalho R. S., Nascimento A. S., Morgante J. S. & Fonseca N. (1996).** Susceptibility of different mango varieties (*Mangifera indica*) to the attack of the fruit fly, *Anastrepha obliqua*. In: Steck G. J. & McPherson B. A. (eds.), *Fruit Fly Pests: A World Assessment of their Biology and Management*. St. Lucie Press, Delray Beach, Florida, 325-331.
- Cates R. G. (1980).** Feeding patterns of monophagous, oligophagous and polyphagous insect herbivores: the effect of resource abundance and plant chemistry. *Oecologia* **46**, 22-31.
- Chen M., Wu J. & Zhang G. (2011).** Inducible direct defense of plants against insects. In: Liu T. & Kang L. (ed.), *Recent Advances in Entomological Research: From Molecular Biology to Pest Management*. Higher Education Press, Springer, 49-72.
- Chen Y. & Ni X. (2011).** Nitrogen modulation on plant direct and indirect defenses. In: Liu T. & Kang L. (ed.), *Recent Advances in Entomological Research: From Molecular Biology to Pest Management*. Higher Education Press, Springer, 86-102.
- Chou M. Y., Mau R. F. L., Jang E. B., Vargas R. I. & Pinero J. C. (2012).** Morphological Features of the Ovaries During Oogenesis of the Oriental Fruit Fly, *Bactrocera dorsalis*, in Relation to the Physiological State. *The Journal of Insect Science* **12**, 1-12.
- Christenson L. D. & Foote R. H. (1960).** Biology of fruit flies. *Annual Review of Entomology* **5**, 171-192.
- Chua T. H. (1991).** Effects of Host Fruit and Larval Density on Development and Survival of *Bactrocera* sp. (Malaysian B). (Diptera: Tephritidae). *Pertanika* **14**, 277-280.

- Clancy D. W. (1950).** Notes on parasites of tephritid flies. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society* **14**, 25-26
- Clarke A. R., Armstrong K. F., Carmichael A. E., Milne J. R., Raghu S., Roderick G. K. & Yeates D. K.. (2005).** Invasive phytophagous pests arising through a recent tropical evolutionary radiation: the *Bactrocera dorsalis* complex of fruit flies. *Annual Review of Entomology* **50**, 293-319.
- Cogan B. H. & Munro H. K. (1983).** Family Tephritidae. In: Crosskey R. W. (ed.), Catalogue of the Diptera of the Afrotropical Region. Br. Mus. Nat. Hist, London, England, 518-554.
- Cornelius M. L., Duan J. J. & Messing R. H. (1999).** Visual Stimuli and the Response of Female Oriental Fruit Flies (Diptera: Tephritidae) to Fruit-Mimicking Traps. *Journal of Economic Entomology* **92**, 121-129.
- Crnjar R. M., Prokopy R. J. & Dethier V. G. (1978).** Electrophysiological identification of oviposition-deterring pheromone receptors in *Rhagoletis pomonella* flies. *J. N. Y. Entomol. Soc.* **86**, 283-284.
- CTA. (2007).** Comment lutter contre les mouches des mangues. Collection Guide et Pratiques du CTA, N°14, 7p.
- Dajoz R. (1974).** Dynamique des populations. Collection d'Ecologie, Paris, Masson et Cie, 301p.
- Dauphin P. (1994).** Les galles ou cécidies. *Insectes* **94**, 19-20.
- Delrio G. (1992).** Integrated control in olive groves. In: Biological Control and Integrated Crop Protection: Towards Environmentally Safer Agriculture. Proc. Int. Conf. IOBC/WPRS Veldhoven, Netherlands, 8-13 Sept. 1991, 67-76.
- De Meyer M. (1996).** Revision of the subgenus *Ceratitidis* (*Pardalaspis*) Bezzi, 1918 (Diptera, Tephritidae, Ceratitini). *Systematic Entomology* **21**, 15-26.
- De Meyer M. (2001).** Distribution patterns and host-relationships within the genus *Ceratitidis* MacLeay (Diptera: Tephritidae) in Africa. *Cimbebasia* **17**, 219-228.
- De Meyer M. & White I. M. (2004).** True fruit flies (Diptera, Tephritidae) of the Africa. A queryable website on taxon and specimen information for afrotropical Dacine fruit flies. <http://projects.bebif.be/enbi/fruitfly/>, Tervuren, Royal Museum for Central Africa. Access date: 17/07/2011.
- De Meyer M., Mohamed S. & White I. M. (2007).** Invasive fruit fly pest in Africa: a diagnostic tool and information reference for the four Asian species of fruit fly (Diptera, Tephritidae) that have become accidentally established as pest in Africa,

- including the Indian Ocean Island. Disponible à:
<http://www.Africamuseum.be/fruitfly/AfroAsia.htm>. Consulté le 15 Août, 2014.
- De Meyer M., Robertson M. P., Mansell M. W., Ekesi S., Tsuruta K., Mwaiko W., Vayssières J.-F. & Peterson A. T. (2010).** Ecological niche and potential geographic distribution of the invasive fruit fly *Bactrocera invadens* (Diptera, Tephritidae). *Bulletin of Entomological Research* **100**, 35-48.
- De Meyer M., White I. M. & Goodger K. F. M. (2013).** Notes on the frugivorous fruit fly (Diptera: Tephritidae) fauna of western Africa, with description of a new *Dacus* species. *European Journal of Taxonomy* **50**, 1-17.
- De Roffignac L., Le Bellec F. & Herzog D. (2007).** *Sternochetus mangiferae* (Fabricius (Coléoptère : Curculionidae) charançon du noyau de la mangue, en vergers de manguiers au Guadeloupe. *Fruits*, **62**, 279-293.
- Diaz-Fleischer F. & Aluja M. (2003).** Clutch size in frugivorous insects as a function of host hardness: the case of the tephritid fly *Anastrepha ludens*. *Ecol. Entomol.* **28**, 268-277.
- Doury G. & Rajas-Rousse D. (1994).** Reproductive potential in the parasitoid *Eupelmus orientalis* (Hymenoptera: Eupelmidae). *Bulletin of Entomological Research* **84**, 199-206.
- Drew R. A. I. (1969).** Morphology of the reproductive system of *Strumeta tryoni* (Froggatt) (Diptera: Trypetidae) with a method of distinguishing sexually mature adult males. *J. Aust. Entomol. Soc.* **8**, 21-32.
- Drew R. A. I. & Hooper G. H. S. (1983).** Population studies of fruit flies (Diptera: Tephritidae) in South East Queensland. *Oecologia* **26**, 153-159.
- Drew R. A. I. (1987).** Reduction in fruit fly (Tephritidae: Dacinae) population in their endemic rainforest habitat by frugivorous vertebrates. *Aust. J. Zool.* **35**, 283-288.
- Drew R. A. I. & Lloyd A. C. (1987).** Relationship of fruit flies (Diptera: Tephritidae) and their bacteria to host plants. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **80**, 629-636.
- Drew R. A. I. (1988).** Amino acid increases in fruit infested by fruit flies of the family Tephritidae. *Zool. J. Linn. Soc.* **93**, 107-112.
- Drew R. A. I. & Romig M. C. (2000).** The biology and behavior of flies in the tribe Dacini (Dacinae). In: Aluja M. & Norrbom A. L. (eds.), *Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior*. Florida, Boca Raton, 535-546.
- Drew R. A. I., Tsuruta K. & White I. M. (2005).** A new species of pest fruit fly (Diptera: Tephritidae/Dacinae) from Sri Lanka and Africa. *African Entomology* **13**, 149-154.

- Drew R. A. I., Ma J., Smith S. & Hughes J. M. (2011).** The taxonomy and phylogenetic relationships of species in the *Bactrocera musae* complex of fruit flies (Diptera: Tephritidae: Dacinae) in Papua New Guinea. *The Raffles Bulletin of Zoology* **59**, 145-162.
- Duan J. J., Messing R. H. & Dukas R. (2000).** Host Selection of *Diachasmimorpha tryoni* (Hymenoptera: Braconidae): Comparative Response to Fruit-Infesting and Gall-Forming Tephritid Flies. *Environ. Entomol.* **29**, 838-845.
- Dutra V. S., Ronchi-Teles B., Steck G. J. & Silva J. G. (2012).** Description of Larvae of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) in the fraterculus Group. *Annals of the Entomological Society of America* **105**, 529-538.
- Duyck P. F. (2005).** Compétition interspécifique et capacités invasives. Le cas des Tephritidae de l'île de La Réunion. *Thèse de Doctorat*, Université de la Réunion, Réunion, 93p.
- Duyck P. F., Nikos A. Kouloussis N. A., Papadopoulos N. T., Quilici S., Wang J.-L., Jiang C.-R., Müller H.-G. & Carey J. R. (2011).** Lifespan of a *Ceratitis* fruit fly increases with higher altitude. *Biol J Linn Soc Lond.* **101**, 345-350.
- Effowe T.Q., Amevoin K., Nuto Y., Mondedji D. & Glitho I.A. (2010).** Reproductive capacities and development of a seed bruchid beetle, *Acanthoscelides macrophthalmus*, a potential host for the mass rearing of the parasitoid, *Dinarmus basalis*. *Journal of Insect Science* **10**, 1-14.
- Ekesi S. & Billah M. K. (2006).** A Field Guide to the Management of Economically Important Tephritid Fruit Flies in Africa. In: Ekesi S., Billah M. K. (eds.), ICIPE Science Press, Nairobi, 90p.
- Ekesi S., Nderitu P.W. & Rwomushana I. (2006).** Field infestation, life history and demographic parameters of the fruit fly *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) in Africa. *Bulletin of Entomology Research* **96**, 379-386.
- Ekesi S., Billah M. K., Nderitu P. W., Lux S. A. & Rwomushana I (2009).** Evidence for competitive displacement of the mango fruit fly, *Ceratitis cosyra* by the invasive fruit fly, *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) on mango and mechanisms contributing to the displacement. *Journal of Economic Entomology* **102**, 981-991.
- Ekesi S. & Mohamed S. (2010).** *Bactrocera invadens*: state of the art and future research directions. *Team Newsletter* **8**, 2-13.

- Ekesi S., Mohamed S. & Hanna R. (2010).** Rid fruits and vegetables in Africa of notorious fruit flies. CGIAR System wide Program on Integrated Pest Management (SP-IPM), Technical Innovation Brief, No. 4, 2p.
- Ekesi S., Maniania N. K. & Mohamed S. A. (2011).** Efficacy of soil application of *Metarhizium anisopliae* and the use of GF-120 spinosad bait spray for suppression of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) in mango orchards. *Biocontrol Science and Technology* **21**, 299-316.
- Ekesi S., Mohamed S. & Tanga C. M. (2014).** Comparison of Food-Based Attractants for *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) and Evaluation of Mazoferm-Spinosad Bait Spray for Field Suppression in Mango. *Journal of Economic Entomology* **107**, 299-309.
- Elson Harris M. M. (1988).** Morphology of the immature stages of *Dacus tryoni* (Froggatt) (Diptera: Tephritidae). *Journal of the Australian Entomological Society* **27**, 91-98.
- Ern H. (1979).** Vegetation Togos. Gliederung, Gefahdung, Ernhaaltung. *Willdenowia* **9**.
- Ero M. M., Hamacek E. L., Peek T. & Clarke A. R. (2010).** Preference among four *Bactrocera* species (Diptera: Tephritidae) by *Diachasmimorpha kraussii* (Fullaway) (Hymenoptera: Braconidae). *Australian Journal of Entomology* **49**, 324-331.
- Ero M. M., Hamacek E. L. & Clarke A. R. (2011).** Foraging behaviours of *Diachasmimorpha kraussii* (Fullaway) (Hymenoptera: Braconidae) and its host *Bactrocera tryoni* (Froggatt) (Diptera: Tephritidae) in a nectarine (*Prunus persica* (L.) Batsch var. *nectarina* (Aiton) Maxim) orchard. *Australian Journal of Entomology* **50**, 234-240.
- Esfahani M. N, Alizadeh G., Zarei Z. & Esfahani M. N. (2012).** The Main Insect Pests of Safflower on Various Plant Parts in Iran. *Journal of Agricultural Science and Technology* **2**, 1281-1289.
- FAO (1996).** Code of conduct for the import and release of exotic biological control agents. International standards for phytosanitary measure, Publication No. 3, Rome, Italy, 23p.
- FAO (2005).** Glossary of Phytosanitary terms. In: I. P. P. C. (IPPC) (ed.), ISPM, Publication Number 5, FAO, Rome, Italy.
- FAO-TOGO (2010).** Cadre national de priorités à moyen terme. Lomé, Togo, 58p.
- Faure A. B., Guery J. P., Guinefoleau A., Wiesenberger A., Naibo B. & Decoin M. (2004).** Corn crops-2003 Plant health review, drought and insects. *Phytoma* **567**, 39-41.

- Ferguson A. W., Ziesmann J., Blight M. M., Williams I. H., Wadhams L. J., Clark S. J., Woodcock C. M. & Mudd A. (1999).** Perception of oviposition-detering pheromone by cabbage seed weevil (*Ceutorhynchus assimilis*). *J. Chem. Ecol.* **25**, 1655-1670.
- Féron M. (1962).** L'instinct de reproduction chez la mouche méditerranéenne des fruits *Ceratitidis capitata*. Comportement sexuel. Comportement de ponte. *Rev. Pathol. Veg. Entomol. Agr. Fr.* **41**, 1-129.
- Fitt G. P. (1981a).** Ecology of northern Australian Dacinae, Diptera Tephritidae 2. Seasonal fluctuations in trap catches of *Dacus opiliae* Drew and Hardy and *D. tenuifascia* (May) and their relationship to host phenology and climatic factors. *Aust. J. Zool.* **29**, 885-894.
- Fitt G. P. (1981b).** Pupal survival of two northern Australian tephritid fruit fly species. *J. Aust. Entomol. Soc.* **20**, 139-144.
- Fitt G. P. (1983).** Factors limiting the host range of Tephritid fruits flies with particular emphasis on the influence of *Dacus tryoni* on the distribution and abundance of *Dacus jarvisi*. *Ph.D. thesis*, University of Sydney, 291 p.
- Fitt G. P. (1984).** Oviposition behaviour of two tephritid fruit flies, *Dacus tryoni* and *Dacus jarvisi*, as influenced by the presence of larvae in the host fruit. *Oecologia* **62**, 37-46.
- Fitt G. P. & O'Brien R. W. (1985).** Bacteria associated with four species of *Dacus* (Diptera: Tephritidae) and their role in the nutrition of the larvae. *Oecologia* **67**, 447-454.
- Fitt G. P. (1990a).** Variation in ovariole number and egg size of species of *Dacus* (Diptera: Tephritidae) and their relation to host specialization. *Ecol. Entomol.* **15**, 255-264.
- Fitt G. P. (1990b).** Comparative fecundity, clutch size, ovariole number and egg size of *Dacus tryoni*, *D. jarvisi*, and their relationship to body size. *Entomologia Experimentalis et Applicata* **55**, 11-21.
- Fletcher B. S. (1975).** Temperature-regulated changes in the ovaries of overwintering females of the Queensland fruit fly, *Dacus tryoni*. *Aust. J. Zool.* **23**, 91-102.
- Fletcher B. S., Pappas S. & Kapatos E. (1978).** Changes in the ovaries of olive flies during the summer and their relationship to temperature, humidity and fruit availability. *Ecol. Entomol.* **3**, 99-107.
- Fletcher B. S. (1987).** The biology of Dacine fruit flies. *Annual Review of Entomology* **32**, 115-144.
- Fletcher B. S. (1989).** Life history strategies of tephritid flies. In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit Flies, Their Biology, Natural Enemies and Control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 195-208.

- Fletcher B. S & Prokopy R. J. (1991).** Host location and oviposition in tephritid fruit flies. In: Bailey W. J. & Ridsdill-Smith J. (eds.), Reproductive behavior of insects: Individuals and populations. Chapman & Hall, New York, 139-171.
- Follett P. A. & Neven. L. G. (2006).** Current Trends in Quarantine Entomology. *Annual Review of Entomology* **51**, 359-385.
- Foote D. & Carey J. R. (1987).** Comparative demography of a laboratory and a wild strain of the oriental fruit fly, *Dacus dorsalis*. *Entomologia Experimentalis et Applicata* **44**, 263-268.
- Foote R. H. & Steyskal G. C. (1987).** Tephritidae. In: McAlpine J. F., Peterson B. V., Shewell G. E., Teskey H. J., Vockeroth J. R. & Wood D. M. (eds.), Manual of Nearctic Diptera Vol. 2. Monograph of the Biosystematic Research Centre No. 28. Agriculture Canada, Ottawa, 817-831.
- Foote R. H., Blanc F. L. & Norrbom A. L. (1993).** Handbook of the Fruit Flies (Diptera: Tephritidae) of America North of Mexico. Comstock Publishing Associates, Ithaca, London, 571p.
- French C. (2005).** The new invasive *Bactrocera* species. In: Insect Pest Control Newsletter, N°65. International Atomic Energy Agency, Vienna, Austria, 19-20.
- Freidberg A. & Kugler. J. (1989).** Fauna Palaestina, Insecta IV, Diptera: Tephritidae. The Israel Academy of Sciences and Humanities, Jerusalem, 212p.
- Frias D., Selivon D. & Hernandez-Ortiz V. (2006).** Taxonomy of Immature Stages: New Morphological Characters Tephritidae Larvae Identification. Proceedings of the 7th international Symposium on Fruit Flies of Economic Importance, Salvador, Brazil, 29-44.
- Frith C. B. (1992).** Eastern Whipbird *Psophodes olivaceus* (Orthonychidae) listens to fruits for insect prey. *Sunbird* **22**, 32-33.
- Fytizas E. & Mourikis P. A. (1973).** L'embryologie de *Dacus oleae* Gmel. (Diptera: Tephritidae). *International Journal of Insect Morphology and Embryology* **2**, 25-34.
- Gaby S. (1988).** Protection naturelle des végétaux en zones tropicales. Weikersheim Allemagne. 180p.
- Gaillard J.P. (1981).** Les productions fruitières au Togo et les possibilités de transformation. Institution de recherches sur les Fruits et Agrumes (IRFA), 64p.
- Genç H. (2014).** Embryonic development of the olive fruit fly, *Bactrocera oleae* Rossi (Diptera: Tephritidae), in vivo. *Turkish Journal of Zoology* **38**, 598-602.

- Geurts K, Mwatawala M & De Meyer M. (2012).** Indigenous and invasive fruit fly diversity along an altitudinal transect in Eastern Central Tanzania. *Journal of Insect Science* **12**, 1-18.
- Goeden R. D. (1985).** Host-plant relations of *Trupanea* spp. (Diptera: Tephritidae) in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **87**, 564-571.
- Goeden R. D. (1992).** Analysis of known and new host records for *Trupanea* from California (Diptera: Tephritidae). *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **94**, 107-118.
- Goeden R. D., Headrick D. H. & Teerink J. A. (1994).** Life history and description of immature stages of *Paroxyna genalis* (Thomson) (Diptera: Tephritidae) on native Asteraceae in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **96**, 612-629.
- Goeden R. D., Headrick D. H. & Teerink J. A. (1995a).** Life history and description of immature stages of *Valentibulla californica* (Coquillett) (Diptera: Tephritidae) on *Chrysothamnus nauseosus* (Pallas) Britton in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **97**, 548-560.
- Goeden R. D., Headrick D. H. & Teerink J. A. (1995b).** Life history and description of immature stages of *Urophora timberlakei* Blanc and Foote (Diptera: Tephritidae) on native Asteraceae in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **97**, 779-790.
- Goeden R. D. & Teerink J. A. (1996a).** Life history and descriptions of adults and immature stages of *Aciurina idahoensis* Steyskal (Diptera: Tephritidae) on *Chrysothamnus viscidiflorus* (Hooker) Nuttall in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **98**, 681-694.
- Goeden R. D. & Teerink J. A. (1996b).** Life history and descriptions of adults and immature stages of *Aciurina semilucida* (Bates) (Diptera: Tephritidae) on *Chrysothamnus viscidiflorus* (Hooker) Nuttall in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **98**, 752-766.
- Goeden R. D. & Teerink J. A. (1997a).** Life history and description of immature stages of *Procecidochares anthracina* (Doane) (Diptera: Tephritidae) on *Solidago californica* Nuttall in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **99**, 180-193.
- Goeden R. D. & Teerink J. A. (1997b).** Life histories and descriptions of adults and immature stages of *Procecidochares kristineae* and *P. lisae* new spp. (Diptera: Tephritidae) on *Ambrosia* spp. in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **99**, 67-88.
- Goergen G., Vayssières J.-F., Gnanvossou D. & Tindo M. (2011).** *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae), a New Invasive Fruit Fly Pest for the Afrotropical Region:

- Host Plant Range and Distribution in West and Central Africa. *Environmental Entomology* 40, 844-854.
- Gomina M. (2009).** Diversité spécifique des mouches des fruits (Diptera : Tephritidae) en zones urbaine et périurbaine de Lomé (TOGO). *Mémoire de DEA*, Université de Lomé, Lomé, 66p.
- Greany P. D., Shaw P. E., Davis P. L. & Hatton T. T. (1985).** Senescence-related susceptibility of Marsh grapefruit to laboratory infestation by *Anastrepha suspensa*. *The Florida Entomologist* 68, 144-150.
- Greany P. D. (1989).** Host plant resistance to tephritids: an underexploited control strategy. In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit Flies: Their Biology, Natural Enemies and Control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 353-362.
- Greathead D. J., Waage J. K., Evans H. C. & van den Berg N. (1992).** Protection intégrée contre les ravageurs. In: *Manuel de lutte biologique*. PNUD/FAO, 25-83.
- Green J. F., Headrick D. H. & Goeden R. D. (1993).** Life history and description of immature stages of *Procecidochares stonei* Blanc & Foote on *Viguiera* spp. in southern California (Diptera: Tephritidae). *Pan-Pac. Entomol.* 69, 18-32.
- Guérin M. (2014).** Attractivité des plantes pour les auxiliaires-Synthèse sur les interactions plante/insecte. *Ecophyt, Réduire et améliorer l'utilisation des phytos*, 14p.
- Guichard C. (2009a).** Des interceptions 2009 en hausse dans l'UE. Lutte régionale contre les mouches des fruits en Afrique subsaharienne, Lettre d'information, COLEACP/CIRAD, N°4, 4p.
- Guichard C. (2009b).** Interceptions de mangues d'Afrique à l'entrée de l'UE pour cause de mouches des fruits (Tephritidae). Lutte régionale contre les mouches des fruits en Afrique subsaharienne, Lettre d'information, COLEACP/CIRAD, N°1, 4p.
- Hagen K. S. (1953).** Influence of adult nutrition upon the reproduction of three fruit fly species. In *Third Special Report on the Control of the Oriental fruit fly (Dacus dorsalis) in the Hawaiian Islands*. Senate of the State of California, 72-76.
- Hancock D. L. (1986).** Classification of the Trypetinae (Diptera: Tephritidae), with a discussion of the Afrotropical fauna. *J. Entomol. Soc. S. Afr.* 49, 275-305.
- Haniotakis G. & Voyadjoglou A. (1978).** Oviposition regulation in *Dacus oleae* by various olive fruit characters. *Entomol. Exp. Appl.* 24, 387-92.
- Hanna R., Gnanvossou D. & Grout T. (2008).** Male annihilation technique (MAT) in eliminating *B. invadens* in northern Benin. In: *Fighting fruit and vegetable flies regionally in Western Africa*. COLEACP/CIRAD, Information Letter 7, 3.

- Hardy D. E. (1974).** A new Tephritis from flower heads of thistle in Pakistan (Diptera: Tephritidae). *Proceeding of the Hawaiian Entomological Society* **21**, 373-375.
- Hardy D. E. (1977).** Family Tephritidae (Trypetidae, Trupaneidae). In: Delfinado M. D. & Hardy D. E. (eds.), A Catalog of the Diptera of the Oriental Region. Vol. 3, Suborder Cyclorrhapha (Excluding Division Aschiza). Honolulu, Univ. Hawaii, 44-134.
- Hardy D. E. & Foote R. H. (1989).** Family Tephritidae. In: Evanhuis N. L. (ed.), Catalog of the Diptera of the Australasian and Oceanic Regions, Bishop Mus. Spec. Publ. 86. Honolulu, Bishop Mus, 503-531.
- Harris P. (1989).** The use of Tephritidae for the biological control of weeds. *Biocontrol News and Information* **10**, 7-16.
- Headrick D. H. & Goeden R. D. (1991).** Life history and descriptions of immature stages of *Trupanea californica* Malloch (Diptera: Tephritidae) on *Gnaphalium* spp. (Asteraceae) in southern California. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **93**, 559-570.
- Hendrichs J., Katsoyannos B. I., Papaj D. R. & Prokopy R. J. (1991).** Sex differences in movement between natural feeding and mating sites and tradeoffs between food consumption, mating success and predator evasion in Mediterranean fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Oecologia* **86**, 223-231.
- Headrick D. H. & Goeden R. D. (1994).** Reproductive behavior of California fruit flies and the classification and evolution of Tephritidae (Diptera) mating systems. *Studia Dipterologica* **1**, 194-252.
- Headrick D. H., Goeden R. D. & Teerink J. A. (1997).** Taxonomy of *Aciurina trixa* Curran (Diptera: Tephritidae) and its life history on *Chrysothamnus nauseosus* (Pallas) Britton in southern California; with notes on *A. bigeloviae* (Cockerell). *Proc. Entomol. Soc. Wash.* **99**, 415-428.
- Headrick D. H. & Goeden R. D. (1998).** The biology of nonfrugivorous tephritids fruit flies. *Annu. Rev. Entomol.* **43**, 217-241.
- Headrick D. H. & Goeden R. D. (2000).** Behavior of Flies in the Subfamily Tephritinae. In: Aluja M. & Norrbom A. L. (eds.), Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior. Florida, Boca Raton, 671-707.
- Hendrichs J. & Hendrichs M. A. (1990).** Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) in nature: location and diel pattern of feeding and other activities on fruiting and non-fruiting hosts and non-hosts. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **83**, 632-641.

- Hendrichs J. & Prokopy R. J. (1994).** Food foraging behavior of frugivorous fruit flies. In: Calkins C. O., Klassen W. & Liedo P., (eds.), *Fruit Flies and the Sterile Insect Technique*. CRC Press, Boca Raton, 37-55.
- Hernandez E., Rivera P., Bravo B., Toledo J., Caro-Corrales J. & Montoya P. (2012).** Hot-water phytosanitary treatment against *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) in 'Ataulfo' Mangoes. *Journal of Economic Entomology* **105**, 1940-1953.
- Hilker M. & Klein B. (1989).** Investigation of oviposition deterrent in larval frass of *Spodoptera littoralis* (Boisd). *J. Chem. Ecol.* **15**, 929-938.
- Hornig S. B. & Plant R. E. (1992).** Impact of lek mating on the sterile insect technique: a modeling study. *Researches on Population Ecology* **34**, 57-76.
- Hsu J.-C., Feng H.-T. & Wu W.-J. (2004).** Resistance and synergistic effects of insecticides in *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) in Taiwan. *J. Econ. Entomol.* **97**, 1682-1688.
- Hsu J.-C., Haymer D. S., Wu W.-J. & Feng H.-T. (2006).** Mutations in the acetylcholinesterase gene of *Bactrocera dorsalis* associated with resistance to organophosphorus insecticides. *Insect Biochem. Mol. Biol.* **36**, 396-402.
- Hsu J.-C., Wu W.-J., Haymer D. S. & Feng H.-T. (2008).** Alterations of the acetylcholinesterase enzyme in the oriental fruit fly *Bactrocera dorsalis* are correlated with resistance to the organophosphate insecticide fenitrothion. *Insect Biochem. Mol. Biol.* **38**, 146-154.
- Huang Y. B. & Chi H. (2012).** Age-stage, two-sex life tables of *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett) (Diptera: Tephritidae) with a discussion on the problem of applying female age-specific life tables to insect populations. *Insect Science* **19**, 263-273.
- IAEA. (1993).** Programme d'éradication de la mouche méditerranéenne des fruits en Algérie, en Jamahiriya Arabe Libyenne, au Maroc et en Tunisie. Rapport d'un groupe d'experts, Wagramerstrasse 5, Vienne, Autriche, 41p.
- IAEA. (2003).** Trapping guidelines for area-wide fruit fly programmes. International Atomic Energy Agency, Vienna, Austria, 47p.
- Ibrahim A. G. & Rahman M. D. A. (1982).** Laboratory Studies of the Effects of Selected Tropical Fruits on the Larva of *Dacus dorsalis* Hendel. *Pertanika* **5**, 90-94.
- Ichinohe F., Mizobuchi M. & Kosei L. (1980).** Notes on the biology of *Dacus expandens* Walker (Diptera: Tephritidae) with morphological description of the immature stages of *D. expandens* and *D. dorsalis*. *Res. Bull. Plant Prot. Serv. Jpn.* **16**, 35-40.

- Iwahashi O. (1999).** Distinguishing between Two Sympatric Species, *Bactrocera occipitalis* and *B. philippinensis* (Diptera: Tephritidae), Based on Aedeagal Length. *Annals of the Entomological Society of America* **92**, 182-187.
- Jemâa J. M. B., Bachrouch O., Allimi E. & Dhouibi M. H. (2010).** Field evaluation of Mediterranean fruit fly mass trapping with Tripack as alternative to malathion bait-spraying in citrus orchards. *Spanish Journal of Agricultural Research* **8**, 400-408.
- Joel D. M. (1978).** The secretory ducts of mango fruits: a defense system effective against the Mediterranean fruit fly. *Isr. J. Bot.* **27**, 44-45.
- José L., Cugala D. & Santos L. (2013).** Assessment of invasive fruit fly infestation and damage in Cabo Delgado province, northern Mozambique. *African Crop Science Journal* **21**, 21-28.
- Kadio E. A. A. B., Aboua L. R. N., Seri-Kouassi P. B., Koua K. H., Hala N. & Vayssières J.-F. (2011).** Inventory of parasitoids for a biological control of fruits flies (Diptera: Tephritidae) in Côte d'Ivoire. *Journal of research in Biology* **7**, 467-476.
- Kakani E. G. & Mathiopoulos K. D. (2008).** Organophosphate resistance-related mutations in the acetylcholinesterase gene of Tephritidae. *J. Appl. Entomol.* **132**, 762-771.
- Kapatos E. T. & Fletcher B. S. (1984).** The phenology of the olive fly, *Dacus oleae* (Gmelin) (Diptera: Tephritidae) in Corfu. *Z. Angew. Entomol.* **97**, 360-70.
- Kapoor V. C. & Malla Y. K. (1978a).** The infestation of the gall fruit-fly, *Procecidochares utilis* (Stone), on crofton weed, *Eupatorium adenophorum* Sprengel in Kathmandu. *Indian Journal of Entomology* **40**, 337-339.
- Kapoor V. C. & Malla Y. K. (1978b).** New records of *Dimeromicrus vibida* (Walker) (Hymenoptera: Torymidae), a parasite of the gall fly *Procecidochares utilis* (Stone) (Diptera: Tephritidae) from Nepal. *Journal of the Bombay Natural History Society* **75**, 932.
- Kapoor V. C. (2005).** Taxonomy and Biology of Economically Important Fruit Flies in India. *Isr. J. Entomol.* **35-36**, 459-475.
- Karimpour Y. (2011).** Fruit flies (Dip.: Tephritidae) reared from capitula of Asteraceae in the Urmia region, Iran. *Journal of Entomological Society of Iran* **30**, 53-66.
- Keiser I., Kobayashi R. M., Miyashita D. H., Harris E. J., Schneider E. L. & Chambers D. L. (1974).** Suppression of Mediterranean fruit flies by oriental fruit flies in mixed infestations in guava. *J. Econ. Entomol.* **67**, 355-60
- Kent M. & Coker P. (1992).** Vegetation description and analysis: A practical approach. John Wiley and Sons, England, 363p.

- Klijnstra J. W. & Roessingh P. (1986).** Perception of the oviposition deterring pheromone by tarsal and abdominal contact chemoreceptors in *Pieris brassicae*. *Entomol. Exp. Appl.* **40**, 71-79.
- Klowden M. J. (2007).** Female reproductive systems. In Klowden M. J. (Ed.), *Physiological System in Insect*. Elsevier, 181-223.
- Knio K. M., Goeden R. D. & Headrick D. H. (1996).** Comparative biologies of the cryptic, sympatric species, *Trupanea bisetosa* and *T. nigricornis* (Diptera: Tephritidae) in southern California. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **89**, 252-260.
- Knio K. M., Kalash S. M. & White I. M. (2002).** Flowerhead-infesting fruit flies (Diptera: Tephritidae) on thistles (Asteraceae), in Lebanon. *Journal of Natural History* **36**, 617-629.
- Korneyev V A. (2000).** Phylogeny of the Subfamily Tephritinae: Relationships of the Tribes and Subtribes. In: Aluja, M. & Norrbom, A.L. (eds.), *Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior*. Florida, Boca Raton, 549-580.
- Kossi T. (2013).** Agriculture togolaise : des atouts de la transformation locale des fruits. Disponible à : <http://www.togoactualite.com/agriculture-togolaise-des-atouts-de-la-transformation-locale-des-fruits/>.
- Kouloussis N. A. & Katsoyannos B. I. (1991).** Host discrimination and evidence for a host marking pheromone in the almond seed wasp, *Eurytoma amygdali*. *Entomol. Exp. Appl.* **58**, 165-174.
- Kourti A., Loukas M. & Sourdis J. (1992).** Dispersion pattern of the medfly from its geographic center of origin and genetic relationships of the medfly with two close relatives. *Entomol. Exp. Appl.* **63**, 63-69.
- Kovac D., Dohm P., Freidberg M. & Norrbom A. L. (2005).** Catalog and Revised Classification of the Gastrozonini (Diptera: Tephritidae: Dacinae). *Isr. J. Entomol.* **35-36**, 163-196.
- Kovac D., Freidberg M. & Steck G. P. (2013).** Biology and description of the third instar larva and puparium of *Ichneumonopsis burmensis* Hardy (Diptera: Tephritidae: Dacinae: Gastrozonini), a bamboo-breeding fruit fly from the oriental region. *The Raffles Bulletin of Zoology* **61**, 117-132.
- Koveos D. S. & Tzanakakis M. E. (1993).** Diapause aversion in the adult olive fruit fly through effects of the host fruit, bacteria, and adult diet. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **86**, 668-673.

- Koyama J., Kakinihana H. & Mayatake T. (2004).** Eradication of the melon fly, *Bactrocera cucurbitae*, in Japan: importance of behaviour, ecology, genetic and evolution. *Annual review of Entomology* **49**,331-349.
- Kroder S & Messing R. H. (2010).** A new parasitoid from Kenya, *Fopius ceratitivorus*, complements the extant parasitoid guild attacking Mediterranean fruit fly in Hawaii *Biological Control* **53**, 223-229.
- Lambrou P. D. & Tzanakakis M. E. (1978).** Inhibition of larval growth of *Dacus oleae* (Diptera: Tephritidae) by streptomycin. II. Effect of treating the parents. *Entomol. Exp. Appl.* **23**, 163-170.
- Landolt P. J. & Quilici S. (1996).** Overview of research on the behavior of fruit flies. In: McPherson, B.A. Steck G.J. Fruit Fly Pests (eds.), A world assessment of their biology and management. Florida (USA), 19-26.
- Lee L. W. Y., Chang T. H. & Tsang C. K. (1983).** Sexual selection and mating behaviour of normal and irradiated oriental fruit flies. CEC/IOBC Symp., Athens, 1982. Rotterdam, Balkema, 439-444.
- Leyva J. L., Browning H. W. & Gilstrap F. E. (1991).** Development of *Anastrepha ludens* (Diptera: Tephritidae) in several host fruit. *Environ. Entomol.* **20**, 1160-1165.
- Lindquist A. W. (1969).** Biological information needed in the sterile-male method of insect control. In: FAO/IAEA [ed.], Sterile-Male technique for eradication or control of harmful insects. STI/PUB/224, IAEA, Vienna, Austria, 33-37.
- Lindquist D. A., Butt B. A. & Moore I. (1974).** Ecological requirements of the sterile male technique, FAO conference on ecology in relation to plant pest control. FAO, Rome, Italy, 249-262.
- Liquido N. J., Shinoda L. A. & Cunningham R. T. (1991).** Host plants of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae): an annotated world review. *Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America* **77**, 1-52.
- Liu S., Zhao B. & Bonjour E (2011).** Host Marking and Host Discrimination in Phytophagous Insects. In: Liu T. & Kang L. (ed.), Recent Advances in Entomological Research: From Molecular Biology to Pest Management. Higher Education Press, Springer, 73-85.
- López-Martínez V. (2005).** First record of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) 1905 (Hymenoptera: Braconidae) parasitizing the papaya fruit fly *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker 1860. *Entomotropica* **20**, 121-123.

- Louda S. M., Pemberton R. W., Johnson M. T. & Follett P. A. (2003).** Non-target effects- the Achilles' heel of biological control? Retrospective analyses to reduce risk associated with biocontrol introductions. *Annual Review of Entomology* **48**, 365-396.
- Lux S. A. (1999).** African fruit fly initiative: Pan-African initiative to promote productivity and trade of fruits and vegetables through management of African fruit flies. ICIPE, Nairobi, 28pp.
- Lux S. A., Copeland R. S., White I. M., Manrakhan A. & Billah M. K. (2003a).** A new invasive fruit fly species from the *Bactrocera dorsalis* (Hendel) group detected in East Africa. *Insect. Sci. Appl.* **23**, 355-360.
- Lux S. A., Ekesi S., Dimbi S., Mohamed S. & Billah M. (2003b).** Mango-infesting fruit flies in Africa: Perspectives and limitations of biological approaches to their management. In: Neuenschwander P., Borgemeister C. & Langewald J. (eds.), *Biological Control in IPM Systems in Africa*. CBA International, Wallingford, UK, 277-293.
- M'saad Guerfali M., Parker A., Fadhl S., Hemdane H., Raies A. & Chevrier C. (2011).** Fitness and reproductive potential of irradiated mass-reared mediterranean fruit fly males *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae): Lowering Radiation Doses. *Florida Entomologist* **94**, 1042-1050.
- Magid F. M. A., Ali E. E., Kair A. M. & Mahmoud M. E. E. (2012).** Life Cycle Study of *Bactrocera invadens*, *Ceratitis cosyra* and *Ceratitis capitata* (Tephritidae: Diptera) and Assessment of Their Damage to Mango, Guava and Citrus in Shendi Area, Sudan. *Persian Gulf Crop Protection* **1**, 22-27.
- Magurran A.E. (1988).** Ecological diversity and its measurement, Croom Helm, London, UK, 179p.
- Maia A. H. N., Luiz A. J .B. & Campahola C. (2000).** Statistical Inference on Associated Fertility Life Table Parameters Using Jackknife Technique: Computational Aspects. *Journal of Economic Entomology* **93**, 511-518.
- Margaritopoulos J. T., Skavdis G., Kalogiannis N., Nikou D., Morou E., Skouras P. J., Tsitsipis J. A. & Vontas J. (2008).** Efficacy of the pyrethroid alpha-cypermethrin against *Bactrocera oleae* populations from Greece, and improved diagnostic for an iAChE mutation. *Pest Manage. Sci.* **64**, 900-908.
- Matanmi B. A. (1975).** The biology of tephritid fruit flies (Diptera: Tephritidae) attacking cucurbits at Ile-Ite, Nigeria. *Niger. J. Entomol.* **1**, 153-159.

- May M. L. & Ahmad S. (1983).** Host location in the Colorado potato beetle: searching mechanisms in relation to oligophagy. In: Ahmad S. (ed.), *Herbivorous Insects: Host Seeking Behavior and Mechanisms*. Academic Press, New York, 173-99.
- McPeck M. A. & S. Kalisz. (1993).** Population sampling and bootstrapping in complex designs: demographic analysis. In : Scheiner S. M. & Gurevitch J. (eds.), *Design and analysis of ecological experiments*, Chapman & Hall, New York, 232-252
- Meats A. & Khoo K. C. (1976).** The dynamics of ovarian maturation and oocytes resorption in the Queensland fruit fly, *Dacus tryoni*, in daily rhythmic and constant temperature regimes. *Physiol. Entomol.* **1**, 213-221.
- Meats A. (1981).** The bioclimatic potential of the Queensland fruit fly, *Dacus tryoni* in Australia. *Proc. Ecol. Soc. Aust.* **11**, 151-161.
- Medina P. A., Nieuwenhove G. V., Bezdjian L. P., Schliserman P., Fidelis-Marinho C. & Ovruski S. M. (2014).** Mortality by parasitization in the Association between *Diachasmimorpha tryoni* (Hymenoptera: Braconidae) and *Ceratitidis capitata* (Diptera: Tephritidae) under field-cage conditions. *Natural Science* **6**, 1267-1274.
- Merkel K. (2014).** Patch exploitation behaviour of the tephritid parasitoid *Fopius arisanus*, a candidate for the biological control of mango flies. *PhD*, University of Bremen, Germany, 101p.
- Mille C. (2010).** Les mouches des fruits de Nouvelle-Calédonie: (Diptera, Tephritidae) : systématique, comportement, dynamique et gestion des populations. *Thèse de Doctorat*, Université de la Nouvelle-Calédonie, Nouvelle-Calédonie, 349p.
- Mohamed S. A., Wharton R. A, von Mérey G. & Schulthess F (2006).** Acceptance and suitability of different host stages of *Ceratitidis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) and seven other tephritid fruit fly species to *Tetrastichus giffardii* Silvestri (Hymenoptera: Eulophidae). *Biological Control* **39**, 262-271.
- Mohamed S. A., Sunday Ekesi S. & Hanna R. (2010).** Old and new host-parasitoid associations: parasitism of the invasive fruit fly *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) and five African fruit fly species by *Fopius arisanus*, an Asian opiine parasitoid. *Biocontrol Science and Technology* **20**, 183-196.
- Moneddji D., Amevoin K., Nuto Y. & Glitho I A. (2002).** Potentiel reproducteur de *Dinarmus basalis* Rond (Hymenoptera: Pteromalidae) en présence de son hôte *Callosobruchus maculatus* F. (Coleoptera : Bruchidae) en zone guinéenne. *Insect Sci. Applic.* **22**, 113-121.

- Montoya P., Liedo P., Benrey B., Cancino J., Barrera J. F., Sivinski J. & Aluja M. (2000).** Biological control of *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae), in mango orchards through augmentative releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae). *Biol. Control* **18**, 216-224.
- Morin A. & Findlay S. (2001).** Biodiversité: tendances et processus. Université d'Ottawa, Canada, Biologie de la conservation des espèces, 9p.
- Muthuthantri W. S. N. (2013).** Citrus host utilisation by the Queensland fruit fly, *Bactrocera tryoni* (Frogatt) (Diptera: Tephritidae): from individuals to populations. *PhD Thesis*, Queensland University of Technology, Brisbane, Australia, 199p.
- Mwatawala M. W., De Meyer M., Makundi R. H. & Maerere A. P. (2006a).** Seasonality and host utilization of the invasive fruit fly, *Bactrocera invadens* (Dipt., Tephritidae) in central Tanzania. *J. Appl. Entomol* **130**, 530-537.
- Mwatawala M. W., De Meyer M., Makundi R. H. & Maerere A. P. (2006b).** Biodiversity of fruit flies (Diptera, Tephritidae) in orchards in different agro-ecological zones of the Morogoro region, Tanzania. *Fruits* **61**, 321-332.
- Mwatawala M. W., De Meyer M., White I. M., Maerere A. & Makundi R. H. (2007).** Detection of the Solanum fruit fly, *Bactrocera latifrons* (Hendel) in Tanzania (Dipt., Tephritidae). *Journal of Applied Entomology* **131**, 501-503.
- Mwatawala M., De Meyer M., Makundi R. & Maerere A. (2009).** Host range and distribution of fruit-infesting pestiferous fruit flies (Diptera, Tephritidae) in selected areas of Central Tanzania. *Bulletin of Entomological Research* **99**, 629-641.
- Mwatawala M., Maerere A., Makundi R. & De Meyer M. (2010).** Incidence and host range of *Bactrocera cucurbitae* (Coquillett) (Diptera: Tephritidae) in Central Tanzania. *International Journal of Pest Management* **56**, 265-273.
- Narayanan E. S. (1961).** Insect pests of safflower and methods of their control. In: Chavan V. M. (ed.), Niger and safflower. Indian Central Oilseeds Committee, Hyderabad, India, 123-127.
- Nardi F., Carapelli A., Dallai R., Roderick G. K. & Frati F. (2005).** Population structure and colonization history of the olive fruit fly, *Bactrocera oleae* (Diptera, Tephritidae). *Mol. Ecol.* **14**, 2729-2738.
- N'Dépo O.R., Hala N., Allou K., Aboua L.R., Kouassi K.P., Vayssières J.-F. & De Meyer M. (2009).** Abondance des mouches des fruits dans les zones de production fruitières de Côte d'Ivoire : dynamique des populations de *Bactrocera invadens* (Diptera : Tephritidae). *Fruits* **64**, 313-324.

- N'Dépo O.R., Hala N.F., Gnago A., Allou K., Kouassi K.P., Vayssières J.-F. & De Meyer M. (2010).** Inventaire des mouches des fruits de trois régions Agro-écologiques et des Plantes-hôtes Associées à L'espèce nouvelle, *Bactrocera (Bactrocera) Invadens* Drew et al. (Diptera : Tephritidae) en Côte-d'Ivoire. *European Journal of Scientific Research* **46**, 62-72.
- Ndiaye M. & Dabo M. (2007).** Guide pratique de lutte contre les mouches des fruits dans les vergers de mangues au Sénégal. Première édition. 30p.
- Ndiaye M., Dieng E. H. O., Diatta M., Gaye M. & Dieng B. (2007).** Suivi des populations des mouches des fruits et démonstration d'un dispositif de lutte intégrée dans des vergers de manguiers. Ministère de l'Agriculture et de l'Elevage, Direction de la Protection des Plantes ; République du Sénégal. 18p.
- Ndiaye M., Dieng E. O. & Delhove G. (2008).** Population dynamics and on-farm fruit fly integrated pest management in mango orchards in the natural area of Niayes in Senegal. *Pest Management in Horticultural Ecosystems* **14**, 1-8.
- Ndiaye O., Vayssières J.-F., Rey J. Y., Ndiaye S., Diedhiou P. M., Ba C. T. & Diatta P. (2012).** Seasonality and range of fruit fly (Diptera: Tephritidae) host plants in orchards in Niayes and the Thiès Plateau (Senegal). *Fruits* **67**, 311-331.
- Ndzana Abanda F. X., Quilici S., Vayssières J.-F., Kouodiekong L. & Woin N. (2008).** Inventaire des espèces de mouches des fruits sur goyave dans la région de Yaoundé au Cameroun. *Fruits* **63**, 19-26.
- Neilson W. T. A. (1964).** Some effects of relative humidity on development of pupae of the apple maggot, *Rhagoletis pomonella*. *Can. Entomol.* **96**, 810-811.
- Neuenschwander P., Michelakis P. & Bigler F. (1981).** Abiotic factors affecting mortality of *Dacus oleae* larvae and pupae in soil. *Entomol. Exp. Appl.* **30**, 1-9.
- Newell J. M. & Haramoto F. H. (1968).** Biotic factors influencing populations of *Dacus dorsalis* in Hawaii. Proc. Hawaii. *Entomol. Soc.* **20**, 81-139.
- Ngamo Tinkeu L., Ladang D., Vayssières J.-F. & Lyannaz J. P. (2010).** Diversité des espèces de mouches des fruits (Diptera : Tephritidae) dans un verger mixte dans la localité de Malang (Ngaoundéré, Cameroun). *International Journal of Biological and Chemical Sciences* **4**, 1425-1434.
- N'Guessan E. N. M., Aboua L. R. N., Siri-Kouassi P. B., Koua H. K. & Vayssières J.-F. (2011).** Demographic parameters of invasive species *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) in Guinean area of Côte d'Ivoire. *Journal of Asian Scientific Research* **1**, 312-319.

- Norrbom A. L. & Foote R. H. (1989).** Taxonomy and zoogeography; the taxonomy and zoogeography of the genus *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae). In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit Flies, Their Biology, Natural Enemies and Control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 15-26.
- Norrbom A. L. (2000).** Fruit fly (Diptera : Tephritidae) classification table. Disponible à : <http://www.sel.barc.usda.gov/diptera/tephriti/ClasDivT.htm>
- Norrbom A. L., Korytkowski C. A., Zucchi R. A., Uramoto K., Venable G. L., McCormick J., & Dallwitz M. J. (2012).** *Anastrepha* and *Toxotrypana*: descriptions, illustrations, and interactive keys. Version: 28th September 2013. Disponible à : <http://delta-intkey.com>. Consulté le 10 Octobre 2014.
- OEPP/CABI (1996).** *Ceratitis capitata*. In: Organismes de Quarantaine Pour l'Europe. 2ème édition. CAB International, Wallingford, Royaume-Uni.
- Ogaugwu C., Wilson D., Cobblah M. & Annoh C. (2012).** Gamma radiation sterilization of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) from southern Ghana. *African Journal of Biotechnology* **11**, 11315-11320.
- Oi D. H. & Mau R. F. L. (1989).** Relationship of fruit ripeness to infestation in “Sharwil” avocados by the Mediterranean fruit fly and the Oriental fruit fly (Diptera: Tephritidae). *J. Econ. Entomol.* **82**, 556-560.
- Otto M. & Hommes M. (2003).** Population dynamics of *Platyparea poeciloptera* and its implications for an integrated pest management in asparagus. *IOBC wprs Bulletin* **26**, 77-79.
- Ouedraogo S. N. (2011).** Dynamique spatio-temporelle des mouches des fruits (Diptera, Tephritidae) en fonction des facteurs biotiques et abiotiques dans les vergers de manguiers de l’Ouest du Burkina Faso. *Thèse de Doctorat*, Université de Paris Est, Paris, France, 156p.
- Ovruski S., Aluja M., Sivinski J. & Wharton R. A. (2000).** Hymenoptera parasitoids on fruit-infesting Tephritidae (Diptera) in Latin America and the southern United States: Diversity, distribution, taxonomic status and their use in fruit fly biocontrol. *Integrated Pest Management Review* **5**, 81-107.
- Papachristos P. D., Papadopoulos T. N. & Nanos D. G. (2008).** Survival and Development of Immature Stages of the Mediterranean Fruit Fly (Diptera: Tephritidae) in Citrus Fruit. *Journal of Economic Entomology* **101**, 866-872.

- Papadopoulos N. T., Katsoyannos B. I. & Carey J. R. (2002).** Demographic Parameters of the Mediterranean Fruit Fly (Diptera: Tephritidae) Reared in Apples. *Annals of the Entomological Society of America* **95**, 564-569.
- Pérez J., Rojas J.C., Montoya P., Liedo P. & Castillo A. (2013).** *Anastrepha* egg deposition induces volatiles in fruits that attract the parasitoid *Fopius arisanus*. *Bulletin of Entomological Research* **103**, 818-825.
- Pianka E. R. (1976).** Competition and niche theory. In: May R. M., (ed.), *Theoretical Ecology: Principles and Applications*. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 114-141.
- PIP/COLEACP (2013).** Nouveaux ravageurs et maladies invasives : cochenille du papayer. Bruxelles, Belgique, 8p.
- Pouillès-Duplaix A. (2007).** Editorial. Lutte régionale contre les mouches des fruits et légumes en Afrique de l'Ouest, COLEACP/CIRAD, 4p.
- Pouillès-Duplaix A. (2008).** Editorial. Lutte régionale contre les mouches des fruits et légumes en Afrique de l'Ouest, COLEACP/CIRAD, 4p.
- Preé D. J. (1977).** Resistance to development of larvae of the apple maggot in crab apples. *J. Econ. Entomol.* **70**, 611-614.
- Pritchard G. (1969).** The ecology of a natural population of Queensland fruit fly, *Dacus tryoni*. II. The distribution of eggs and its relation to behaviour. *Aust. J. Zool.* **17**, 293-311.
- Prokopy R. J. (1968).** Visual responses of apple maggot flies, *Rhagoletis pomonella*: Orchard studies. *Entomol. Exp. Appl.* **11**, 403-422.
- Prokopy R. J. & Koyama J. (1982).** Oviposition site partitioning in *Dacus cucurbitae*. *Entomol. Exp. Appl.* **31**, 428-432.
- Prokopy R. J., Poramarcom R., Sutantawong M., Dokmaihom R. & Hendrichs J. (1996).** Localization of mating behavior of released *Bactrocera dorsalis* flies on host fruit in an Orchard. *Journal of Insect Behavior* **9**, 133-142.
- Prokopy R. J. & Papaj D. R. (2000).** Behavior of Flies of the Genera *Rhagoletis*, *Zonosemata*, and *Carpomya* (Trypetinae: Carpomyina). In: Aluja M. & Norrbom A. L. (eds.), *Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior*. Florida, Boca Raton, 219-252.
- Prout T. & McChesney F. (1985).** Competition among immatures affects their adult fertility: population dynamics. *The American Naturalist* **126**, 521-558.
- Quilici S. & Jeuffrault E. (2001).** Plantes-hôtes des mouches des fruits: Maurice, Réunion, Seychelles. PRMF/COI, Imp. Graphica, St André, La Réunion, 227p.

- Quilici S., Duyck P. F., Rouse P., Gourdon F., Simiand C. & Frank A. (2005).** La mouche de la pêche sur mangue, goyave, etc. A la Réunion, évolution des recherches et des méthodes de lutte. *Phytoma-La Défense des Végétaux* **584**, 44-47.
- Quiring D. T., Sweeney J. W. & Bennett R. G. (1998).** Evidence for a host-marking pheromone in white spruce cone fly, *Strobilomyia neanthracina*. *J. Chem. Ecol.* **24**, 709-721.
- Qureshi Z. A., Ashraf M., Bughio A. R. & Hussain S. (1974).** Rearing, reproductive behaviour and gamma sterilization of the fruit fly, *Dacus zonatus* (Diptera: Tephritidae). *Entomol. Exp. Appl.* **17**, 504-510.
- Rao V. P., Ghani M. A. Sankaran T. & Mathur K. C. (1971).** A review of the biological control of insects and other pests in south-east Asia and the Pacific region. Commonwealth Institute of Biological Control, Technical Communication No 6, 149p.
- Rattanapun W., Amornsak W. & Clarke A. R. (2009).** *Bactrocera dorsalis* preference for and performance on two mango varieties at three stages of ripeness. *Entomologia Experimentalis et Applicata* **13**, 243-253.
- Roan C. C., Flitters N. E. & Davis C. J. (1954).** Light intensity and temperature as factors limiting the mating of the Oriental fruit fly. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **47**, 593-94.
- Rochefort S., Lallancette R., Labbé R. & Brodeur J. (2006).** Recherche et développement de bio pesticides et pesticides naturels à faible toxicité pour les organismes non ciblés et respectueux de l'environnement. Rapport final-Volet entomologie. Ministère du Développement durable, de l'Environnement et des parcs du Québec (MDDEP), 80p.
- Roessler Y. (1989).** Insecticidal bait and cover sprays. In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit Flies, Their Biology, Natural Enemies and Control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 329-335.
- Rouse P., Gourdon F. & Quilici F. (2006).** Host specificity of the egg pupal parasitoid *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) in La Reunion. *Biological Control* **37**, 284-290.
- Roy G. (2013).** Protection biologique intégrée en asperge ; Nouvelles pistes à explorer. Techniques Asperge, Infos CTIFL, N° 291, 54-59.
- Rwomushana I., Ekesi S., Ogot C. K. P. O. & Gordon I. (2008).** Effect of temperature and survival of immature stages of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae). *Journal of Applied Entomology* **132**, 832-839.
- Sabzalian M. R., Saeidi G. & Mirlohi A. (2008).** Oil on tent and fatty acid composition in seeds of three safflower species. *Journal American Oil chemistry Society* **85**, 717-721.

- Sabzalian M. R., Saeidi G., Mirlohi A. & Hatami B. (2010).** Wild safflower species (*Carthamus oxyacanthus*): A possible source of resistance to the safflower flies (*Acanthiophilus helianthi*). *Crop Protection* **29**, 550-555.
- Saeidi K. & Adam N. A. (2011).** A survey on pest insect fauna of safflower fields in the Iranian Province of Kohgiluyeh and Boyer-Ahmad. *African Journal of Agricultural Research* **6**, 4441-4446.
- Saeidi K., Azura A. N., Omar D. & Abood F. (2013).** Population dynamic of the safflower fly, *Acanthiophilus helianthi* Rossi (Diptera: Tephritidae) in Gachsaran region, Iran. *Entomol. Ornithol. Herpetol.* **1**, 1-4.
- Salum J. K., Mwatawala M. W., Kusolwa P. M. & De Meyer M. (2013).** Demographic parameters of the two main fruit fly (Diptera: Tephritidae) species attacking mango in Central Tanzania. *Journal of Applied Entomology* **138**, 141-148.
- Sankaran T. (1973).** Biological control of weeds in India: a review of introduction and current investigations of natural enemies. In: Dunn P. H. (ed.), Proceedings of the second International Symposium of Biological Control of weeds. Slough, UK: Commonwealth Agricultural Bureau, 82-88.
- Sankaran T. (1990).** Strategies for controlling noxious growth of aquatic vegetation. In: Gopal B. (ed.), Ecology and management of aquatic vegetation in the Indian subcontinent. Kluwer, Dordrecht, Netherlands, 219-236.
- Schmutterer H. (1969).** Pests and crops in northeast and central Africa, Verlag. Stuttgart, Portland, USA, 296p.
- Saeki S., Katayama M. & Okumura M. (1980).** Effect of temperature upon the development of the oriental fruit fly and its possible distribution in the mainland of Japan. *Res. Bull. Plant Prot. Serv. Jpn.* **16**, 73-76
- Schutze M. K., Aketarawong N., Amornsak W., Armstrong K. F., Augustinos A. A., Norman B., Wang B., Bourtzis K., Boykin L. M., Cáceres C., Cameron S. L., Chapman T. A., Chinvinijkul S., Chomic A., De Meyer M., Drosopoulou E., Englezou A., Ekesi S., Gariou-Papalexiou A., Geib S. M., Hailstones D., Hasanuzzaman M., Haymer D., Hee A. K. W., Hendrichs J., Jessup J., Ji Q., Khamis F. M., Krosch M. N., Leblanc L., Mahmood K., Malacrida A. R., Mavragani-Tsipidou P., Mwatawala M., Nishida R., Ono H., Reyes J., Rubinoff D., Sanjose M., Shelly T. E., Srikachar S., Tan K. H., Thanaphum S., Haq I., Vijaysegaran S., Wee S. L., Yesmin F., Zacharopoulou A. & Clarke A. R. (2014a).** Synonymization of key pest species within the *Bactrocera dorsalis* species complex

- (Diptera: Tephritidae): taxonomic changes based on a review of 20 years of integrative morphological, molecular, cytogenetic, behavioural and chemoecological data. *Systematic Entomology*, DOI: 10.1111/syen.12113, 1-16.
- Schutze M. K., Mahmood K., Pavasovic A., Bo W., Newman J., Clarke A. R., Krosch M. N. & Cameron S. (2014b).** One and the same: integrative taxonomic evidence that *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) is the same species as the Oriental fruit fly *Bactrocera dorsalis* *Systematic Entomology*, DOI: 10.1111/syen.12114, 1-15.
- Seguni Z., Mwaiko W. & Holler T. (2004).** A survey in five mango growing regions of mainland Tanzania to verify presence of the oriental fruit fly, *Bactrocera* [sic] *dorsalis* Hendel. Tanzania Ministry of Agriculture and food Security report, Dar es Salaam, 18p.
- Self G., Ducamp M.-N., Thauhay P. & Vayssières J.-F. (2012).** the effects of phytosanitary hot water treatments on West African mangoes infested with *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae). *Fruits* **67**, 439-449.
- Selman H. L., Heppner J. B. & Thomas R. (1998).** The papaya fruit fly, *Toxotrypana curvicauda* Gerstaecker (Insecta: Diptera: Tephritidae). University of Florida. Available online: entnemdept.ufl.edu/creatures/fruit/tropical/papaya_fruit_fly.htm. Consulté le 20 Octobre 2014.
- Seo S. T., Farias G. J. & Harris E. J. (1982).** Oriental fruit fly: ripening of fruit and its effect on index of infestation of Hawaiian papayas. *J. Econ. Entomol.* **75**, 173-178.
- Shelly T. E., Whittier T. S. & Kaneshiro K. Y. (1994).** Sterile insect release and the natural mating system of the Mediterranean fruit fly, *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae). *Ann. Entomol. Soc. Am.* **87**, 470-481.
- Shelly T. E. & Whittier T. S. (1996).** Mating competitiveness of sterile male Mediterranean Fruit flies (Diptera: Tephritidae) in male-only releases. *Ann. Entomol. Soc. Am.* **89**, 754-758.
- Shelly T. E. & Whittier T. S. (1997).** Lek behavior of insects. In: Choe J. C. & Crespi B. J.(eds.), *The Evolution of Mating Systems in Insects and Arachnids*. Cambridge University Press, UK, 273-293.
- Shimada H., Tanaka A. & Kamiwada H. (1979).** Oviposition behaviour and development of the oriental fruit fly, *Dacus dorsalis* Hendel on *Prunus salicina* Lindl. *Proc. Assoc. Plant Prot. Kyushu* **25**, 143-146.
- Sivinski J. (1987).** Acoustical oviposition cues in the Caribbean fruit fly, *Anastrepha suspensa* (Diptera: Tephritidae). *Fla. Entomol.* **70**, 171-172.

- Skouras P. J., Margaritopoulos J. T., Seraphides N. A., Ioannides I. M., Kakani E. G., Mathiopoulos K.D. & Atsitsipis J. (2007).** Organophosphate resistance in olive fruit fly, *Bactrocera oleae*, populations in Greece and Cyprus. *Pest Manage. Sci.* **63**, 42-48.
- Smith P. H. (1989).** Behavioural partitioning of the day and circadian rhythmicity. In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit Flies, Their Biology, Natural Enemies and Control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 325-341.
- Somta C., Winotai A. & Ooi P. A. C. (2010).** Fruit flies reared from *Terminalia catappa* in Thailand. *Journal of Asia-Pacific Entomology* **13**, 27-30
- Stadler E., Ernst B., Hurter J. & Boller E. (1994).** Tarsal contact chemoreceptor for the host marking pheromone of the cherry fruit fly, *Rhagoletis cerasi*: Responses to natural and synthetic compounds. *Physiol. Entomol.* **19**, 139-151.
- Stange G. (1999).** Carbon Dioxide Is a Close-Range Oviposition Attractant in the Queensland Fruit Fly *Bactrocera tryoni*. *Naturwissenschaften* **86**, 190-192.
- Stasinakis P., Katsares V. & Mavragani-Tsipidou P. (2001).** Organophosphate resistance and allelic frequencies of esterases in the olive fruit fly *Bactrocera oleae* (Diptera: Tephritidae). *J. Agric. Urban Entomol.* **18**, 157-168.
- Steck G. J., Gilstrap F. E., Wharton R. A. & Hart W. G. (1986).** Braconid parasitoids of Tephritidae (Diptera) infesting coffee and other fruits in West-Central Africa. *Entomophaga* **31**, 59-67.
- Steck G. J. (2003).** The mango fruit fly, *Ceratitidis cosyra* Walker (Insecta: Diptera: Tephritidae). University of Florida. Available online: entnemdept.ufl.edu/creatures/fruit/tropical/mango_fruit_fly.htm. Consulté le 02 Octobre 2014.
- Steffens R. J. (1983).** Ecology and approach to integrated control of *Dacus frontalis* on the Cape Verde Islands. In: Cavalloro R. (ed.), *Fruit Flies of Economic Importance*, Proc. CEC/IOBC Int. Symp. Balkema A. A. Publishers, Rotterdam, Netherlands, 632-638.
- Stibick, J. (2006).** New Pest Response Guidelines: False Codling Moth *Thaumatotibia leucotreta*. USDA-APHIS-PPQ-Emergency and Domestic Programs, Riverdale, Maryland, 110p.
- Suzuki Y. & Koyama J. (1981).** Courtship behavior of the melon fly, *Dacus cucurbitae* Coquillett (Diptera: Tephritidae). *Appl. Entomol. Zool.* **16**, 164-166.
- Swaminathan S. & Raman A. (1981).** On the morphology of the stem galls of *Eupatorium adenophorum* Spreng. (Compositae) and the natural enemies of the cecidozoan, *Procecidochares utilis* Stone (Tephritidae, Diptera). *Current Science* **50**, 294-295.

- Syed R. A. (1969).** Studies on the ecology of some important species of fruit flies and their natural enemies in West Pakistan. Pakistan Comm. Inst. Bioi. Control Station Rep., Rawalpindi, Farnham Royal, Slough, UK: Commonw. Agric. Bur, 12 p.
- Talpur M. A., Hussan T., Rustamani M. A. & Gaad M. A. (1995).** Relative resistance of safflower varieties to safflower shoot fly, *Acanthiophilus helianthi* Rossi (Diptera: Tephritidae). *Proc. Pakistan Conger. Zool.* **15**, 177-181.
- Thibout E., Arnault I., Auger J., Petersen K. S. & Olivier J. E. (2005).** Characterization of a behaviorally active, gender-specific volatile compound from the male Asparagus fly *Plioreocepta poeciloptera*. *Journal of Chemical Ecology* **31**, 893-909.
- Thompson C. R. (2014).** A parasitoid wasp: *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Insecta: Hymenoptera: Braconidae). Florida Department of Agriculture and Consumer Services, Division of Plant Industry, 3p.
- Torre-Bueno J. R. de la (1978).** A Glossary of Entomology. New York Entomol. Soc., New York, 336p.
- Tsakas S. & Krimbas C. B. (1970).** The genetics of *Dacus oleae*. IV. Relation between adult esterase genotypes and survival to organophosphate insecticides. *Evolution* **24**, 807-815.
- Tsitsipis J. A. & Abatzis C. (1980).** Relative humidity effects at 20°C on eggs of the olive fly, *Dacus oleae* (Diptera: Tephritidae) reared on artificial diet. *Entomologia Experimentalis et Applicata* **28**, 92-99.
- Tsitsipis J. A. (1989).** Nutrition requirements. In: A. S. Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit flies, their biology, natural enemies and control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 103-119.
- Tsuruta K., White I. M., Bandara H. M. J., Rajapakse H., Sundaraperuma S. A. H., Kahawatta S. B. M. U. C. & Rajapakse G. B. J. P.. (1997).** A preliminary notes on the host plants of fruit flies of the tribe Dacini (Diptera: Tephritidae) in Sri Lanka. *Esakia* **37**, 149-160.
- Turner C. E. (1996).** Tephritidae in the biological control of weeds. In: McPheron B. A. & Steck G. J. (eds.), *Fruit fly pests: a world assessment of their biology and management*. St. Lucie Press., Delray Beach, Florida, USA, 157-164.
- Tzanakakis M. E., Prophetou D. A., Vassilou G. N. & Papadopoulos J. J. (1983).** Inhibition of larval growth of *Dacus oleae* by topical application of streptomycin to olives. *Entomol. Hell.* **1**, 65-70.

- Umeh V. C., Olaniyan A. A., Ker J. & Andir J. (2004).** Development of citrus fruit fly control strategies for small holders in Nigeria. *Fruits* **59**, 265-274.
- Umeh V. C., Garcia L. E. & De Meyer M. (2008).** Fruit flies of citrus in Nigeria: species diversity, relative abundance and spread in major producing areas. *Fruits* **63**, 145-153.
- Vaishampayan S. M. & Kapoor K. N. (1970).** Note on assessment of losses to safflower (*Carthamus tinctorius*) by capsule fly, *Acanthiophilus helianthi* Rossi. *Indian Journal of Agricultural Science* **40**, 29-32.
- Van Mele P., Vayssières J.-F., Van Tellingen E. & Vrolijk J. (2007).** Effect of an African Weaver Ant, *Oecophylla longinoda*, in Controlling Mango Fruit Flies (Diptera: Tephritidae) in Benin. *J. Econ. Entomol.* **100**, 695-701.
- Van Mele P., Vayssières J.-F., Adandonon A. & Sinzogan A. (2009).** Ant cues affect the oviposition behaviour of fruit flies (Diptera: Tephritidae) in Africa. *Physiological Entomology* **34**, 256-261.
- Vargas R. I. & Nishida T. (1985).** Life history and demographic parameters of *Dacus latifrons* (Diptera: Tephritidae). *J. Econ. Entomol.* **78**, 1242-1244.
- Vargas R. I. & Carey, J. R. (1989).** Comparison of demographic parameters for wild and laboratory-reared Mediterranean fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America* **82**, 55-59.
- Vargas R. I., Stark J. D. & Nishida T. (1990).** Population dynamics, habitat preference and seasonal distribution patterns of Oriental fruit fly and Melon fly (Diptera: Tephritidae) in an agricultural area. *Environmental Entomology* **19**, 1820-1828.
- Vargas R. I., Leblanc L., Putoa R. & Eitam A. (2007).** Impact of Introduction of *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) and Classical Biological Control Releases of *Fopius arisanus* (Hymenoptera: Braconidae) on Economically Important Fruit Flies in French Polynesia. *Journal of Economic Entomology* **100**, 670-679.
- Vargas R. I., Leblanc L., Harris E. J. & Manoukis N. C. (2012a).** Regional suppression of *Bactrocera* fruit flies (Diptera: Tephritidae) in the Pacific through biological control and prospects for future introductions into other areas of the world. *Insects* **3**, 727-742.
- Vargas R. I., Leblanc L., Putoa R. & Piñero J. C. (2012b).** Population dynamics of three *Bactrocera* spp. fruit flies (Diptera: Tephritidae) and two introduced natural enemies, *Fopius arisanus* (Sonan) and *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) (Hymenoptera: Braconidae), after an invasion by *Bactrocera dorsalis* (Hendel) in Tahiti. *Biological Control* **60**, 199-206.

- Vargas R. I., Stark J. D., Banks J., Leblanc L., Manoukis N. C. & Peck S. (2013).** Spatial Dynamics of Two Oriental Fruit Fly (Diptera: Tephritidae) Parasitoids, *Fopius arisanus* and *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae), in a Guava Orchard in Hawaii. *Environmental Entomology* **42**, 888-901.
- Varley G. C. (1937).** The life history of some trypetid flies with descriptions of the early stages (Diptera). *Proc. R. Entomol. Soc. London Ser. A* **12**, 109-122.
- Vayssières J.-F. (1999).** Les relations insectes-plantes chez les Dacini (Diptera : Tephritidae) ravageurs des Cucurbitaceae à la Réunion. *Thèse de Doctorat*, M.N.H.N.-Université Paris Est, 205 p.
- Vayssières J.-F. & Dal. F. (2002).** Responses of the Ethiopian fruit fly, *Dacus ciliatus* (Loew) (Diptera: Tephritidae), to colored rectangles, spheres and ovoids. 6th *International Symposium on Fruit Fly of Economic Importance*. Isteg Scientific Publications, Stellenbosh, South Africa.
- Vayssières J.-F., Wharton R., Delvard G. & Sanogo F. (2002).** Diversity and pest control potential of hymenopteran parasitoids of *Ceratitis* spp. on mangos in Mali. In: *Proceedings of 6th International Fruit Fly Symposium*, 6-10 May 2002, Stellenbosch, South Africa, 461-464.
- Vayssières J.-F., Sanogo F. & Noussourou M. (2004).** Inventaire des espèces de mouches des fruits (Diptera : Tephritidae) inféodées au manguier au Mali et essais de lutte raisonnée. *Fruits* **59**, 1-14.
- Vayssières J.-F., Goergen G., Lokossou O., Dossa P. & Akponon C. (2005).** A new *Bactrocera* species in Benin among fruit fly (Diptera: Tephritidae) species. *Fruits* **60**, 371-377.
- Vayssières J.-F., Rey J. Y. & Traore L. (2007).** Distribution and host plants of *Bactrocera cucurbitae* in West and Central Africa. *Fruits* **62**, 391-396.
- Vayssières J.-F. & Sinzogan A. (2008a).** Piégeage de détection des mouches des fruits. Projet régional de lutte contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Fiche N° 3, IITA-CIRAD, 4p.
- Vayssières J.-F. & Sinzogan A. (2008b).** Utilisation du « Success Appat » (GF-120 fruit Fly Bait) contre les mouches des fruits. Projet régional de lutte contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Fiche N° 4, IITA-CIRAD, 4p.
- Vayssières J.-F. & Sinzogan A. (2008c).** Utilisation de fourmis tisserandes (Hymenoptera Formicidae) dans la lutte contre les mouches des fruits (Diptera Tephritidae). Projet

- régional de lutte contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Fiche N° 5, IITA-CIRAD, 4p.
- Vayssières J.-F., Carel Y., Coubes, M. & Duyck P. F. (2008a).** Development of Immature Stages and Comparative Demography of Two Cucurbit-Attacking Fruit Flies in Reunion Island: *Bactrocera cucurbitae* and *Dacus ciliatus* (Diptera: Tephritidae). *Environmental Entomology* 37, 307-314.
- Vayssières J.-F., Korie S., Coulibaly O., Temple L. & Boueyi S. (2008b).** The mango tree in northern Benin: cultivar inventory, yield assessment, infested stages and loss due to fruit flies (Diptera, Tephritidae). *Fruits* 63, 335-348.
- Vayssières J.-F., Sinzogan A. & Bokonon-Ganta A. (2008c).** Les mouches des fruits du genre *Ceratitidis* en Afrique de l'Ouest. Projet régional de lutte contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Fiche N° 1, IITA-CIRAD, 4p.
- Vayssières J.-F., Sinzogan A. & Adandonon A. (2009a).** Principales méthodes de lutte intégrée contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Projet régional de lutte contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Fiche N° 6, IITA-CIRAD, 4p.
- Vayssières J.-F., Sinzogan A. & Adandonon A. (2009b).** Gamme de plantes-hôtes cultivées et sauvages pour les principales espèces de mouches des fruits au Bénin. Projet régional de lutte contre les mouches des fruits en Afrique de l'Ouest. Fiche N° 8, IITA-CIRAD, 4p.
- Vayssières J.-F., Korie S. & Ayegnon D. (2009c).** Correlation of fruit fly (Diptera Tephritidae) infestation of major mango cultivars in Borgou (Benin) with abiotic and biotic factors and assessment of damage. *Crop Protection* 28, 477-488.
- Vayssières J.-F., Korie S., Coulibaly O., Van Melle C., Temple L. & Arinloye D. (2009d).** The mango tree in central and northern Benin: damage caused by fruit flies (Diptera Tephritidae) and computation of economic injury level. *Fruits* 64, 207-220.
- Vayssières J.-F., Sinzogan A. A. C., Korie S., Ouagoussounon I. & Thomas-Odjo A. (2009e).** Effectiveness of spinosad bait sprays (GF-120) in controlling mango-infesting fruit flies (Diptera: Tephritidae) in Benin. *Journal of Economic Entomology* 102, 515-521.
- Vayssières J.-F., Adandonon A., Sinzogan A. & Korie S. (2010a).** Diversity of fruit fly species (Diptera: Tephritidae) associated with citrus crops (Rutaceae) in Southern Benin in 2008-2009. *International Journal of Biological and Chemical Sciences* 4, 1881-1897.

- Vayssières, J.-F., Adandonon A., Sinzogan A., Ayegnon D., Ouagoussounon I. & Modjibou S. (2010b).** Main wild fruit trees of Guineo-Sudanian zones of Benin: inventory, period of production and losses due to fruit flies. *Gl. Sc. Book* **4**, 42-46.
- Vayssières J.-F., Vannière H., Gueye P. S., Barry O., Hanne A. M., Korie S., Niassy A., Ndiaye M. & Delhove G. (2011a).** Preliminary inventory of fruit fly species (Diptera Tephritidae) in mango orchards in the Niayes region, Senegal, in 2004. *Fruits* **66**, 91-107.
- Vayssières J.-F., Wharton R., Adandonon A. & Sinzogan A. (2011b).** Preliminary inventory of parasitoids associated with fruit flies in mangoes, guavas, cashew, pepper and wild fruit crops in Benin. *Biocontrol* **56**, 35-43.
- Vayssières J.-F., Adandonon A., N'Diaye O., Sinzogan A., Kooyman C., Badji K., Rey J.-Y. & Wharton R. A. (2012).** Native parasitoids associated with fruit flies (Diptera: Tephritidae) in cultivated and wild fruit crops in Casamance, Senegal. *African Entomology* **20**, 308-315.
- Vayssières J.-F., Sinzogan A., Adandonon A., Rey J.-Y., Dieng E. O., Camara K., Sangaré M., Ouedraogo S., Hala N'k., Sidibé A., Keita Y., Gogovor G., Korie S., Coulibaly O., Kikissagbé C., Tossou A., Billah M., Biney K., Nobime O., Diatta P., N'Dépo R., Noussourou M., Traoré L., Saizonou S. & Tamo M. (2014).** Annual population dynamics of mango fruit flies (Diptera: Tephritidae) in West Africa: socio-economic aspects, host phenology and implications for management. *Fruits* **69**, 207-222.
- Vergheze A., Tandon P. L., & Stonehouse J. M. (2004).** Economic evaluation of the integrated management of the oriental fruit fly *Bactrocera dorsalis* (Diptera: Tephritidae) in mango in India. *Crop Protection* **23**, 61-63.
- Verma A.N., Singh R. & Mehra N. (1974).** *Acanthiophilus helianthi* Rossi a serious pest of safflower in Haryana. *Indian J. Entomol.* **34**, 364-365.
- Vinson S. B. (1981).** Habitat location. In: Nordlund D. A, Jones R. L. & Lewis W. J. (eds.), *Semiochemicals: Their Role in Pest Control*, Wiley & Sons, New York, 51-78.
- Vontas J., Hernandez-Crespo P., John T. Margaritopoulos J. T., Ortego F., Hai-Tung Feng H.-T., Mathiopoulos K. D., Hsu J.-C. (2011).** Insecticide resistance in Tephritid flies. *Pesticide Biochemistry and Physiology* **100**, 199-205.
- Waage J. K. & Greathead D. J. (1992).** Protection intégrée contre les ravageurs. In: *Manuel de lutte biologique*. PNUD/FAO, 5-15.

- Wajnberg É. & Ris N. (2007).** Parasitisme et lutte biologique. In: Thomas F., Guégan J. F., Renaud F. (Eds), *Écologie et évolution des systèmes parasités*. De Boeck, Belgium, 257-299.
- Wang X. G. & Messing R. H. (2004).** The ectoparasitic pupal parasitoid, *Pachycrepoideus vindemmiae* (Hymenoptera: Pteromalidae), attacks other primary tephritid fruit fly parasitoids: host expansion and potential non-target impact. *Biological Control* 31,227-236
- Warburg M. S. & Yuval B. (1996).** Effects of diet and activity on lipid levels of adult Mediterranean fruit flies. *Physiol. Entomol.* 21, 151-158.
- Warburg M. S. & Yuval B. (1997).** Effects of energetic reserves on behavioral patterns of Mediterranean fruit flies (Diptera: Tephritidae). *Oecologia* 112, 314-319.
- Ware A. R., Du Toit C.L.N., Mohamed S. A., Nderitu P. W. & Ekesi S. (2012).** Cold Tolerance and Disinfestation of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) in ‘Hass’ Avocado. *Journal of Economic Entomology* 105, 1963-1970.
- Waterhouse D. F. (1993).** Biological Control: Pacific Prospects, Supplement 2. Canberra, Australian Centre for International Agricultural Research (ACIAR), 138p.
- Webber B. L & Woodrow I. E. (2004).** Cassowary frugivory, seed defleshing and fruit fly infestation influence the transition from seed to seedling in the rare Australian rainforest tree, *Ryparosa* sp. nov. 1 (Achariaceae). *Functional Plant Biology* 31, 505-516.
- Wharton R. A. & Gilstrap F. E. (1983).** Key to and status of opine braconid (Hymenoptera) parasitoids used in biological control of *Ceratitis* and *Dacus* s. l. (Diptera: Tephritidae). *Annals of the Entomological Society of America* 76, 721-742.
- Wharton R. A. (1987).** Changes in nomenclature and classification of some opiine Braconidae (Hymenoptera). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 89, 61-73.
- Wharton R. A. (1989).** Control; classical biological control of fruit-infesting Tephritidae. In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), *Fruit Flies, Their Biology, Natural Enemies and Control*. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 303-313.
- Wharton R. A. & Yoder M. J. (2005).** Parasitoids of fruit-infesting Tephritidae. Disponible à <http://paroffit.org>. Consulté le 16 Novembre 2014.
- White I. M. (1988).** Tephritid Flies Diptera: Tephritidae. Handbook for the Identification of British Insects, Vol. 10, Part 5a. R. Entomol. Soc., London, 134p.

- White I. M. & Elson-Harris M. (1992).** Fruit flies of economic significance: their identification and bionomics. Cab Int., Aciar, Redwood Press, Melksham, UK, 601p.
- White I. M (2006).** Taxonomy of Dacina (Diptera: Tephritidae) of Africa and the Middle East. *African Entomology Memoir* **2**, 1-156.
- Williamson D. L. (1989).** Oogenesis and Spermatogenesis. In: Robinson A. S. & Hooper G. (eds.), Fruit flies, their biology, natural enemies and control. World Crop Pests Ser. Vol. 3A. Elsevier, Amsterdam, 141-151.
- Wilson A. J., Schutze M., Elmoultie D. & Clarke A. R. (2012).** Are insect frugivores always plant pests? The impact of fruit fly (Diptera: Tephritidae) larvae on host plant fitness. *Arthropod-Plant Interactions* **6**, 635-647.
- Wong T. T. Y., McInnis D. O. & Nishimoto J. I., Ota A. K. & Chang V. C. S. (1984).** Predation of the Mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) by the Argentine ant (Hymenoptera: Formicidae) in Hawaii. *Journal of Economic Entomology* **77**, 1454-1458.
- Wong T. T. Y., Ramadan M. M., McInnis D. O., Nishimoto J. I. & Herr J. C. (1991).** Augmentative releases of *Diachasmimorpha tryoni* (Hymenoptera: Braconidae) to suppress a mediterranean fruit fly (Diptera: Tephritidae) population in Kula, Maui, Hawaii. *Biological Control* **1**, 2-7.
- Yaakop S. & Aman A. Z. (2013).** A New tritrophic association in Malaysia between *Fopius arisanus*, *Bactrocera carambolae*, and *Syzygium samarangense*, and species confirmation using molecular data. *J. Agric. Urban Entomol.* **29**, 6-9.
- Yuval B. & Hendrichs J. (2000).** Behavior of the flies in the genus *Ceratitis* (Dacinae: Ceratidini). In: Aluja M. & Norrbom A. L. (eds.), Fruit Flies (Tephritidae): Phylogeny and Evolution of Behavior. Florida, Boca Raton, 429-457.
- Zakari-Moussa O., Ratnadass A., Vayssières J.-F., Nikiema A., Fatondji D., Salha H., Aboubacar K., Ryckewaert P. & Pasternak D. (2012).** GF-120 effects on fruit fly species (Diptera: Tephritidae) in Sahelian agroforestry-based horticultural cropping systems. *Fruits* **67**, 333-339.
- Zakari-Moussa O., Kadri A., Zinha A. da C. C., Hamé A. K. K. & Tankari D.-B. A. (2014).** Gestion agro-écologique des mouches de fruits de manguier dans la partie Nord de la Guinée-Bissau. *Journal of Applied Biosciences* **75**, 6250-6258.
- Zandigiaco P. & Iob M. (1991).** *Acanthiophilus helianthi*, Rossi (Diptera: Tephritidae) on safflower in Friuli. *Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura* **23**, 31-38.

Zwölfer H. (1965). Preliminary list of phytophagous insects attacking wild Cynareae (Compositae) species in Europe. *Tech. Bull. Commonw. Inst. Biol. Control* **6**, 81-154.

Zwölfer H. (1983). Life systems and strategies of resource exploitation in tephritids. In: Cavalloro R. (ed.), *Fruit Flies of Economic Importance*, Proc. CEC/IOBC Int. Symp. Balkema A. A. Publishers, Rotterdam, Netherlands, 16-30.

ANNEXES

Annexe 1 : Liste des principales espèces végétales identifiées dans les zones écologiques IV et V

Type de plantes	Familles	Noms scientifiques	Localités (Zone écologique)
Ligneux	Anacardiaceae	<i>Anacardium occidentale</i> L.	UL (V)
		<i>Mangifera indica</i> L.	Adétikopé (V), U L (V), Zopomahé (V), Agomé-Adissitoe (IV), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV)
	Annonaceae	<i>Annona muricata</i> L.	UL (V), Zopomahé (V), Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Annona senegalensis</i> Pers.	UL (V)
	Araceae	<i>Annona squamosa</i> L.	UL (V)
		<i>Colocasia</i> sp.	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
	Bignoniaceae	<i>Culcasia</i> sp.	Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Crescentia cujete</i> L.	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV)
	Bombacaceae	<i>Kigelia africana</i> (Lam.) Benth.	UL (V)
		<i>Adansonia digitata</i> L.	Adétikopé (V), UL (V), Zopomahé (V)
	Caesalpiniaceae	<i>Delonix regia</i> (Bojer ex Hook.) Raf.	Agou-Kébo-Dalavé (IV)
		<i>Dialum guineensis</i> Willd.	Zopomahé (V)
	Combretaceae	<i>Terminalia catappa</i> L.	Adétikopé (V), UL (V), Agomé-Adissitoe (IV)
	Cucurbitaceae	<i>Citrullus lanatus</i> (Thunb.) Matsum. & Nakai	UL (V)
	Euphorbiaceae	<i>Drypetes floribunda</i> (Müll. Arg) Hutch	UL (V)
		<i>Manihot esculenta</i> Crantz	Zopomahé (V), Agomé-Adissitoe (IV)
	Fabaceae	<i>Cassia siamea</i> Lam.	Agomé-Adissitoe (IV)
	Irvingiaceae	<i>Irvingia gabonensis</i> (Aubry-Lecomte ex O'Rorke) Baill.	UL (V), Zopomahé (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
	Lauraceae	<i>Persea americana</i> Mill.	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Zopomahé (V), Agomé-Adissitoe (IV)
	Meliaceae	<i>Azadirachta indica</i> (L.) Adelb.	Adétikopé (V), UL (V), Zopomahé (V)
		<i>Khaya senegalensis</i> (Desr) A. Juss.	UL (V)
	Mimosaceae	<i>Acacia auriculiformis</i> A. Cunn. Ex Benth.	Zopomahé (V)
		<i>Pithecellobium dulce</i> (Roxb.) Benth	UL (V)
	Moraceae	<i>Antiaris africana</i> Engl.	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Artocarpus integrifolia</i> Lectin (Jacalin)	Zopomahé (V)
		<i>Ficus sur</i> (Forssk)	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV)
		<i>Ficus vallis-choudae</i> Delile	Tové-Agbessia (IV)
	Myrtaceae	<i>Ficus</i> sp.	Agou-Kébo-Dalavé (IV)
	Oxalidaceae	<i>Psidium guajava</i> L.	Zopomahé (V), Tové-Agbessia (IV)
	Passifloraceae	<i>Averrhoa carambola</i> L.	UL (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Adenia cissampeloides</i> (Planch. Ex Hook) Harms.	Tové-Agbessia (IV)
	Rubiaceae	<i>Sarcocephalus latifolius</i> Sm.	UL (V), Agomé-Adissitoe (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Theobroma cacao</i> L.	Agomé-Adissitoe (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
Rutaceae	<i>Citrus grandis</i> (Berman) Merr.	Zopomahé (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Agomé-Adissitoe (IV)	
	<i>Citrus limon</i> (L.) Burman f.	Adétikopé (V), UL (V), Zopomahé (V)	
	<i>Citrus reticulata</i> Blanco	Zopomahé (V)	
	<i>Citrus sinensis</i> (L.) Osbeck	Adétikopé (V), Zopomahé (V), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)	
Sapindaceae	<i>Murraya paniculata</i> (L.) Jack	UL (V)	
Sapotaceae	<i>Blighia sapida</i> Konig	Adétikopé (V), UL (V), Tové-Agbessia (IV)	
Sterculiaceae	<i>Pouteria alnifolia</i> (Bak.) Roberty	Agou-Kébo-Dalavé (IV)	
Verbenaceae	<i>Cola millenii</i> K. Schum	Agomé-Adissitoe (IV)	
	<i>Gmelina arborea</i> Roxb.	Adétikopé (V), UL (V), Tové-Agbessia (IV)	
	<i>Tectona grandis</i> L. f.	UL (V), Zopomahé (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)	

Type de plantes	Familles	Noms scientifiques	Localités (Zone écologique)
Herbacés	Amaranthaceae	<i>Amaranthus spinosus</i> L.	Adétikopé (V)
		<i>Cocos nucifera</i> L.	Adétikopé (V), UL (V), Zopomahé (V)
	Arecaceae	<i>Elaeis guineensis</i> Jacq	Adétikopé (V), Zopomahé (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
	Bromeliaceae	<i>Ananas comosus</i> (L.) Merr.	Zopomahé (V), Tové-Agbessia (IV)
	Caricaceae	<i>Carica papaya</i> L.	Adétikopé (V), UL (V), Zopomahé (V), Agomé-Adissitoe (IV)
	Musaceae	<i>Musa sapientum</i> Juss.	Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Imperata cylindrica</i> (L.) P. Beauv.	Zopomahé (V)
	Poaceae	<i>Panicum maximum</i> Jacq.	Adétikopé (V), UL (V), Zopomahé (V), Agou-Kébo-Dalavé (IV), Tové-Agbessia (IV), Agomé-Adissitoe (IV)
		<i>Rhynchelytrum repens</i> (Willd.)	Zopomahé (V)

Annexe 2 : Répartition des espèces de Tephritidae inventoriées dans les sous-familles, tribus, genres et en fonction du substrat alimentaire des larves

Famille	Sous-famille	Tribu	Genre	Espèces	Substrat alimentaire des larves
Tephritidae	Dacinae	Ceratitidini	<i>Ceratitis</i>	<i>C. breinii</i>	Fruits
				<i>C. capitata</i>	
				<i>C. colae</i>	
				<i>C. cosyra</i>	
				<i>C. ditissima</i>	
				<i>C. fasciventris</i>	
				<i>C. flexuosa</i>	
				<i>C. penicillata</i>	
		<i>Carpophthoromyia</i>	<i>C. pseudotritea</i>		
			<i>Trirhithrum</i>	<i>T. leonense</i>	
		<i>T. nigerrimum</i>			
		<i>T. nigrum</i>			
		<i>T. obscurum</i>			
		<i>Trirhithrum sp.</i>			
<i>Bactrocera</i>	<i>B. cucurbitae</i>				
	<i>B. dorsalis</i>				
Dacini	<i>Dacus</i>	<i>D. armatus</i>			
		<i>D. bivittatus</i>			
		<i>D. ciliatus</i>			
		<i>D. diastatus</i>			
		<i>D. flavicrus</i>			
		<i>D. fuscovittatus</i>			
		<i>D. humeralis</i>			
		<i>D. langi</i>			
		<i>D. mediovittatus</i>			
		<i>D. pleuralis</i>			
		<i>D. punctatifrons</i>			
<i>D. theophrastus</i>					
Phyalmiinae	Acanthonevrini	<i>Aethiothemara</i>	<i>A. fallacivena</i>	Bois en décomposition, tiges	
Tephritinae	Tephrellini	<i>Elaphromyia</i>	<i>E. adatha</i>	Fruits et fleurs	
Trypetinae	Adramini	<i>Celidodacus</i>	<i>C. obnubilis</i>	Fruits, feuilles ou tiges	
			<i>Celidodacus</i> sp ₁ .		
		<i>Celidodacus</i> sp ₂ .			
		<i>Conradtina</i>	<i>Conradtina</i> sp.		
—	—	—	X	—	

X : Tephritidae indéterminé

Annexe 3 : Relation entre *B. dorsalis*, les fruits incubés et les différentes localités des zones écologiques IV et V

Localités/Zones écologiques	Fruits incubés	Nombre de fruits	Poids des fruits (kg)	Nombre d'adultes de <i>B. dorsalis</i> émergés			% (♀)	<i>B. dorsalis</i> /kg de fruits
				Femelle	Mâle	Effectif total		
Zone écologique IV								
Agomé-Adisitoé	<i>M. indica</i>	11	5,50	69	78	147	46,94	26,73
	<i>S. latifolius</i>	60	3,45	4	3	7	57,14	2,03
Agou-Kébo-Dalavé	<i>A. africana</i>	67	0,15	1	1	2	50,00	13,33
	<i>C. grandis</i>	32	15,25	17	15	32	53,13	2,10
	<i>I. gabonensis</i>	18	4,50	33	42	75	44,00	16,67
	<i>P. americana</i>	11	5,14	3	3	6	50,00	1,17
	<i>I. gabonensis</i>	100	24,80	447	467	914	48,91	36,85
Danyi	<i>P. americana</i>	40	17,70	2	0	2	100,00	0,11
	<i>C. grandis</i>	15	7,15	1	3	4	25,00	0,56
Kpalimé	<i>C. limon</i>	13	1,20	0	1	1	0,00	0,83
	<i>C. sinensis</i>	40	4,20	46	53	99	46,46	23,57
	<i>A. cissampeloides</i>	216	1,30	1	1	2	50,00	1,54
Tové-Agbessia	<i>I. gabonensis</i>	12	2,90	9	21	30	30,00	10,34
	<i>P. americana</i>	19	9,86	4	7	11	36,36	1,12
	<i>T. catappa</i>	34	0,90	65	67	132	49,24	146,67
Zone écologique V								
Adidogomé	<i>N. diderrichii</i>	151	7,50	15	13	28	53,57	3,73
Adétikopé	<i>M. indica</i>	50	24,90	130	103	233	55,79	9,36
Agoè-Logopé	<i>C. sinensis</i>	27	3,40	36	46	82	43,90	24,12
Dalavé	<i>S. mombin</i>	42	0,40	0	2	2	0,00	5,00
Davié	<i>A. muricata</i>	13	5,95	19	20	39	48,72	6,55
	<i>M. indica</i>	20	9,50	150	149	299	50,17	31,47
Université de Lomé	<i>A. occidentale</i>	11	1,20	26	25	51	50,98	42,50
	<i>A. senegalensis</i>	28	0,70	2	2	4	50,00	5,71
	<i>C. inophyllum</i>	31	0,80	35	55	90	38,89	112,50
	<i>D. floribunda</i>	321	1,70	213	204	417	51,08	245,29
	<i>I. gabonensis</i>	92	22,90	1572	1725	3297	47,68	143,97
	<i>M. indica</i>	94	47,55	2365	2609	4974	47,55	104,61
	<i>T. catappa</i>	89	2,20	374	342	716	52,23	325,45
Zopomahé	<i>C. sinensis</i>	26	3,00	6	3	9	66,67	3,00
	<i>I. gabonensis</i>	42	10,50	151	127	278	54,32	26,48

Annexe 4 : Relation entre les Tephritidae frugivores autres que *B. dorsalis*, les fruits incubés et les différentes localités des zones écologiques IV et V

Zone écologiques	Localités	Fruits incubés	Nombre de fruits	Poids des fruits (kg)	Espèces de mouches émergées	Nombre d'adultes de mouches émergées			% (♀)	Mouches /kg de fruits
						Femelle	Mâle	Effectif total		
Zone écologiques IV	Agomé-Adisitoé	<i>C. millenii</i>	65	7,15	<i>C. penicillata</i>	170	155	325	52,31	45,45
		<i>Culcasia sp</i>	168	0,45	<i>C. cosyra</i>	0	1	1	0,00	2,22
					<i>T. leonense</i>	85	71	156	54,49	346,67
	Agou-Kébo-Dalavé	<i>S. latifolius</i>	60	3,45	<i>C. cosyra</i>	120	114	234	51,28	67,83
		<i>A. africana</i>	67	0,15	<i>C. capitata</i>	7	3	10	70,00	66,67
					<i>C. flexuosa</i>	56	43	99	56,57	660,00
		<i>C. grandis</i>	32	15,25	<i>C. cosyra</i>	2	0	2	100,00	0,13
					<i>C. ditissima</i>	12	9	21	57,14	1,38
					<i>T. leonense</i>	0	1	1	0,00	0,07
					<i>P. americana</i>	11	5,14	<i>C. ditissima</i>	0	5
		<i>P. alnifolia</i>	485	0,56	<i>C. capitata</i>	37	56	93	39,78	166,07
					<i>C. ditissima</i>	1	0	1	100,00	1,79
					<i>C. flexuosa</i>	1	0	1	100,00	1,79
	Danyi	<i>I. gabonensis</i>	100	24,8	<i>C. penicillata</i>	2	1	3	66,67	0,12
		<i>P. americana</i>	40	17,7	<i>C. ditissima</i>	0	1	1	0,00	0,06
Tové-Agbessia	<i>A. cissampeloides</i>	216	1,3	<i>D. armatus</i>	38	43	81	46,91	62,31	
	<i>P. americana</i>	19	9,86	<i>D. armatus</i>	1	0	1	100,00	0,10	
Zone écologique V	Noépé	<i>A. muricata</i>	3	1,4	<i>C. penicillata</i>	30	31	61	49,18	43,57
		<i>C. lanatus</i>	38	19,25	<i>B. cucurbitae</i>	2	1	3	66,67	0,16
	<i>D. flavicrus</i>				1	2	3	33,33	0,16	
	<i>C. sativus</i>	7	1,75	<i>B. cucurbitae</i>	24	23	47	51,06	26,86	
				<i>D. ciliatus</i>	6	2	8	75,00	4,57	
				<i>D. floribunda</i>	321	1,7	<i>C. capitata</i>	65	57	122
	Université de Lomé	<i>L. aegyptiaca</i>	57	14,25	<i>B. cucurbitae</i>	62	58	120	51,67	8,42
		<i>M. charantia</i>	14	0,1	<i>D. ciliatus</i>	42	41	83	50,60	5,82
					<i>D. ciliatus</i>	13	17	30	43,33	300,00
<i>M. paniculata</i>		35	0,09	<i>C. capitata</i>	16	18	34	47,06	377,78	
<i>S. latifolius</i>	38	2	<i>C. cosyra</i>	81	78	159	50,94	79,50		

Annexe 5 : Abondance, pourcentage et prévalence (mouches/piège/jour) des différentes espèces de Tephritidae capturées par piégeage dans les différentes localités d'étude

Espèces	Adétikopé			Agomé-Adisitoé			Agou-Kébo-Dalavé			Université de Lomé			Tové-Agbessia			Zopomahé			Total	%
	Eff	%	Pr	Eff	%	Pr	Eff	%	Pr	Eff	%	Pr	Eff	%	Pr	Eff	%	Pr		
<i>A. fallacivena</i>	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	10	0,06	0,02	—	—	—	11	0,01
<i>B. cucurbitae</i>	23	0,88	0,09	67	0,23	0,1	28	0,15	0,04	391	4,44	1,6	361	2,25	0,54	371	10,14	1,51	1 241	1,56
<i>B. dorsalis</i>	2 351	90,04	9,6	28 967	98,71	43,3	18 411	96,58	27,52	7 608	86,45	31,05	14 734	91,71	22,02	2 968	81,09	12,11	75 039	94,34
<i>C. pseudotrilinea</i>	—	—	—	—	—	—	2	0,01	0,01	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	0
<i>C. obnubilus</i>	—	—	—	1	0	0	1	0,01	0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	2	0
<i>Celidodacus</i> sp ₁ .	—	—	—	5	0,02	0,02	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	5	0,01
<i>Celidodacus</i> sp ₂ .	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	—	—	—	1	0
<i>C. breinii</i>	—	—	—	38	0,13	0,17	118	0,62	0,53	—	—	—	10	0,06	0,04	1	0,03	0	167	0,21
<i>C. capitata</i>	86	3,29	0,18	8	0,03	0,04	9	0,05	0,04	56	0,64	0,23	—	—	—	56	1,53	0,23	215	0,27
<i>C. colae</i>	—	—	—	8	0,03	0,04	2	0,01	0,01	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	11	0,01
<i>C. cosyra</i>	14	0,54	0,06	3	0,01	0,01	7	0,04	0,03	1	0,01	0	—	—	—	1	0,03	0	26	0,03
<i>C. ditissima</i>	1	0,04	0	—	—	—	4	0,02	0,02	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	6	0,01
<i>C. fasciventris</i>	—	—	—	1	—	—	2	0,01	0,01	—	—	—	1	0,01	0	3	0,08	0,01	7	0,01
<i>C. penicillata</i>	—	—	—	2	0,01	0,01	1	0,01	0	—	—	—	2	0,01	0,01	—	—	—	5	0,01
<i>Conradtina</i> sp.	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	75	0,47	0,34	—	—	—	76	0,1
<i>D. armatus</i>	—	—	—	15	0,05	0,07	34	0,18	0,15	—	—	—	128	0,8	0,57	—	—	—	177	0,22
<i>D. bivittatus</i>	109	4,17	0,44	81	0,28	0,36	92	0,48	0,41	448	5,09	1,83	286	1,78	1,28	198	5,41	0,81	1 214	1,53
<i>D. diastatus</i>	—	—	—	—	—	—	10	0,05	0,04	—	—	—	6	0,04	0,03	—	—	—	16	0,02
<i>D. flavicrus</i>	1	0,04	0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,03	0	2	0
<i>D. fuscovittatus</i>	—	—	—	2	0,01	0,01	10	0,05	0,02	—	—	—	23	0,14	0,1	—	—	—	35	0,04
<i>D. humeralis</i>	—	—	—	100	0,34	0,45	270	1,42	1,21	—	—	—	247	1,54	1,11	1	0,03	0	618	0,78
<i>D. langi</i>	—	—	—	1	0	0	2	0,01	0,01	1	0,01	0	5	0,03	0,02	—	—	—	9	0,01
<i>D. mediovittatus</i>	7	0,27	0,03	5	0,02	0,02	12	0,06	0,03	—	—	—	33	0,21	0,15	5	0,14	0,02	62	0,08
<i>D. pleuralis</i>	—	—	—	—	—	—	3	0,02	0,01	2	0,02	0,01	16	0,1	0,07	2	0,05	0,01	23	0,03
<i>D. punctatifrons</i>	19	0,73	0,08	39	0,13	0,17	42	0,22	0,19	288	3,27	1,18	117	0,73	0,52	53	1,45	0,22	558	0,7
<i>D. theophrastus</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	10	0,06	0,04	—	—	—	10	0,01
<i>E. adatha</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	—	—	—	1	0
<i>T. nigerrimum</i>	—	—	—	1	0	0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0
<i>T. nigrum</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	—	—	—	2	0
<i>T. obscurum</i>	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	—	—	—	1	0
<i>Trirhithrum</i> sp.	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0,01	0	—	—	—	—	—	—	1	0
Tephritidae	—	—	—	1	0	0	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	—	1	0
Effectif Total	2 611	—	—	29 345	—	—	19 062	—	—	8 801	—	—	16 066	—	—	3 660	—	—	79 545	100

Eff Effectif ; % Pourcentage ; Pr Prévalence ; Tephritidae : espèce indéterminée

Annexe 6 : Relation entre les mouches des fruits, les parasitoïdes, les fruits incubés et les différentes localités des zones écologiques IV et V

Localités/Zones écologiques	Fruits incubés	Nombre de fruits	Poids des fruits	Eff de mouches émergées	Mouches/Kg de fruits	Eff de Paras émergés	Taux de parasitisme (%)	Espèces de mouches des fruits émergées	Espèces de parasitoïdes émergées
Zone écologique IV									
Agomé Adisitoé	<i>C. millenii</i>	65	7,15	325	45,45	2	0,61	<i>C. penicillata</i>	<i>D. giffardii</i> , <i>Spalangia sp.</i>
	<i>Culcasia sp.</i>	168	0,45	157	348,89	17	9,77	<i>C. cosyra</i> , <i>T. leonense</i>	<i>D. fullawayi</i>
	<i>S. latifolius</i>	60	3,45	241	69,86	29	10,74	<i>B. dorsalis</i> , <i>C. cosyra</i>	<i>Aganaspis sp.</i> , <i>D. fullawayi</i> , <i>F. caudatus</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>T. giffardianus</i>
Agou-Kébo-Dalavé	<i>P. americana</i>	11	5,14	11	2,14	1	8,33	<i>B. dorsalis</i> , <i>C. ditissima</i>	<i>Asobara sp.</i>
Danyi	<i>I. gabonensis</i>	100	24,8	917	36,98	142	13,41	<i>B. dorsalis</i> , <i>C. penicillata</i>	<i>Asobara sp.</i> , <i>P. vindemmiae</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>Aganaspis sp.</i> , <i>Trichopria sp.</i>
	<i>P. americana</i>	40	17,7	3	0,17	2	40,00	<i>B. dorsalis</i> , <i>C. ditissima</i>	<i>P. vindemmiae</i> , <i>Spalangia sp.</i>
Kpalimé	<i>C. sinensis</i>	40	4,2	99	23,57	45	31,25	<i>B. dorsalis</i>	<i>Aganaspis sp.</i> , <i>Asobara sp.</i> , <i>P. vindemmiae</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>Trichopria sp.</i>
Zone écologique V									
Adidogomé	<i>N. diderrichii</i>	151	7,5	28	3,73	2	6,67	<i>B. dorsalis</i>	<i>Asobara sp.</i>
Agoè-Logopé	<i>C. sinensis</i>	27	3,4	82	24,12	6	6,82	<i>B. dorsalis</i>	<i>Trichopria sp.</i> , <i>Aganaspis sp.</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>Asobara sp.</i>
Université de Lomé	<i>C. inophyllum</i>	31	0,8	90	112,50	18	16,67	<i>B. dorsalis</i>	<i>Aganaspis sp.</i> , <i>Asobara sp.</i> , <i>D. fullawayi</i> , <i>Trichopria sp.</i> ,
	<i>C. lanatus</i>	38	19,25	6	0,31	1	14,29	<i>B. cucurbitae</i> , <i>D. flavicrus</i>	<i>Spalangia sp.</i>
	<i>D. floribunda</i>	321	1,7	539	317,06	148	21,54	<i>B. dorsalis</i> , <i>C. capitata</i>	<i>Aganaspis sp.</i> , <i>Asobara sp.</i> , <i>D. giffardii</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>Trichopria sp.</i>
	<i>I. gabonensis</i>	92	22,9	3297	143,97	112	3,29	<i>B. dorsalis</i>	<i>Aganaspis sp.</i> , <i>Asobara sp.</i> , <i>P. vindemmiae</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>Trichopria sp.</i> ,
	<i>M. indica</i>	94	47,5	4974	104,72	146	2,85	<i>B. dorsalis</i>	<i>Aganaspis sp.</i> , <i>Asobara sp.</i> , <i>P. vindemmiae</i> , <i>Spalangia sp.</i> , <i>Trichopria sp.</i> ,
	<i>S. latifolius</i>	38	2	159	79,50	1	0,63	<i>C. cosyra</i>	<i>Spalangia sp.</i>
	<i>T. catappa</i>	59	1,5	631	420,67	4	0,63	<i>B. dorsalis</i>	<i>Asobara sp.</i>

*Eff : Effectif ; Paras : Parasitoïdes

**Taux de parasitisme des mouches par l'ensemble des espèces de parasitoïdes

Annexe 7 : Période et durée d'accouplement des trente couples de *B. dorsalis*

N° du couple	Début d'accouplement	Fin d'accouplement	Durée d'accouplement (en heures)
1	18h 08 mn	20h 28 mn	2,33
2	18h 04 mn	20h 17 mn	2,22
3	18h 05 mn	20h 32 mn	2,45
4	18h 10 mn	20h 26 mn	2,27
5	18h 07 mn	20h 09 mn	2,10
6	18h 05 mn	03h 30 mn	9,42
7	18h 13 mn	03h 05 mn	8,87
8	18h 10 mn	20h 15 mn	2,08
9	18h 05 mn	20h 11 mn	2,10
10	18h 03 mn	20h 17 mn	2,23
11	18h 13 mn	21h 03 mn	2,83
12	18h 06 mn	00h 39 mn	6,55
13	18h 09 mn	01h 27 mn	7,30
14	18h 15 mn	20h 45 mn	2,50
15	18h 20 mn	22h 46 mn	4,43
16	18h 25 mn	23h 45 mn	5,33
17	18h 09 mn	05h 36 mn	11,45
18	18h 27 mn	05h 48 mn	11,35
19	18h 10 mn	20h 13 mn	2,05
20	18h 05 mn	20h 08 mn	2,05
21	18h 30 mn	23h 10 mn	4,67
22	18h 17 mn	02h 27 mn	8,17
23	18h 25 mn	03h 23 mn	8,97
24	18h 15 mn	00h 19 mn	6,07
25	18h 20 mn	23h 38 mn	5,30
26	18h 17 mn	01h 42 mn	7,42
27	18h 10 mn	21h 20 mn	3,17
28	18h 15 mn	01h 05 mn	6,83
29	18h 14 mn	23h 18 mn	5,07
30	18h 05 mn	00h 39 mn	6,57

Annexe 8 : Nombre d'ovarioles des ovaires gauche et droit des 100 femelles de *B. dorsalis* disséquées

N° Femelle	Ovaire gauche	Ovaire droit	Moyenne
1	46	49	47,5
2	39	41	40
3	42	41	41,5
4	44	45	44,5
5	44	38	41
6	39	35	37
7	45	42	43,5
8	39	40	39,5
9	43	40	41,5
10	40	38	39
11	40	38	39
12	43	47	45
13	39	45	42

N° Femelle	Ovaire gauche	Ovaire droit	Moyenne
14	44	43	43,5
15	45	47	46
16	40	38	39
17	43	38	40,5
18	43	45	44
19	45	44	44,5
20	39	37	38
21	38	36	37
22	34	30	32
23	33	30	31,5
24	47	43	45
25	39	37	38
26	45	46	45,5
27	45	44	44,5
28	45	44	44,5
29	39	43	41
30	40	34	37
31	43	38	40,5
32	39	39	39
33	45	37	41
34	43	43	43
35	35	37	36
36	39	35	37
37	34	36	35
38	37	39	38
39	38	22	30
40	37	37	37
41	42	40	41
42	39	39	39
43	41	43	42
44	42	42	42
45	45	40	42,5
46	34	34	34
47	34	37	35,5
48	42	42	42
49	45	44	44,5
50	46	42	44
51	35	34	34,5
52	33	37	35
53	41	43	42
54	46	50	48
55	43	42	42,5
56	42	44	43
57	40	39	39,5
58	41	38	39,5

N° Femelle	Ovaire gauche	Ovaire droit	Moyenne
59	23	29	26
60	50	51	50,5
61	39	40	39,5
62	37	38	37,5
63	41	38	39,5
64	38	40	39
65	41	46	43,5
66	50	49	49,5
67	48	44	46
68	42	41	41,5
69	43	44	43,5
70	34	29	31,5
71	38	41	39,5
72	49	51	50
73	37	39	38
74	44	45	44,5
75	49	49	49
76	22	42	32
77	38	41	39,5
78	45	45	45
79	43	40	41,5
80	36	38	37
81	41	41	41
82	41	43	42
83	44	47	45,5
84	40	42	41
85	45	43	44
86	42	38	40
87	44	44	44
88	31	33	32
89	46	47	46,5
90	36	41	38,5
91	36	40	38
92	50	48	49
93	44	48	46
94	42	36	39
95	48	47	47,5
96	43	44	43,5
97	48	49	48,5
98	44	40	42
99	38	34	36
100	48	51	49,5

Annexe 9 : Table de survie de *B. dorsalis* à partir de 34 femelles élevées sur la mangue à 27,5 ± 1°C ; 79,5 ± 3% HR ; 12 : 12h LD.

x	P	n _x	l _x	d _x	L _x	T _x	e _x	q _x	s _x
O _a	1,5	50	1,00	8	0,92	1,74	1,74	8,00	0,84
O _b	4,5	42	0,84	2	0,82	1,62	1,93	2,38	0,95
O _c	7,5	40	0,80	0	0,80	1,56	1,95	0,00	1,00
O _d	10,5	40	0,80	4	0,76	1,48	1,85	5,00	0,90
O _e	13,5	36	0,72	0	0,72	1,44	2,00	0,00	1,00
O _f	16,5	36	0,72	0	0,72	1,42	1,97	0,00	1,00
O _g	19,5	36	0,72	2	0,70	1,38	1,92	2,78	0,94
1	22,5	34	0,68	0	0,68	1,36	2,00	0,00	1,00
2	25,5	34	0,68	0	0,68	1,36	2,00	0,00	1,00
3	28,5	34	0,68	0	0,68	1,36	2,00	0,00	1,00
4	31,5	34	0,68	0	0,68	1,36	2,00	0,00	1,00
5	34,5	34	0,68	0	0,68	1,36	2,00	0,00	1,00
6	37,5	34	0,68	0	0,68	1,35	1,99	0,00	1,00
7	40,5	34	0,68	1	0,67	1,31	1,93	1,47	0,97
8	43,5	33	0,66	2	0,64	1,26	1,91	3,03	0,94
9	46,5	31	0,62	0	0,62	1,23	1,98	0,00	1,00
10	49,5	31	0,62	1	0,61	1,17	1,89	1,61	0,97
11	52,5	30	0,60	4	0,56	1,07	1,78	6,67	0,87
12	55,5	26	0,52	1	0,51	0,97	1,87	1,92	0,96
13	58,5	25	0,50	4	0,46	0,84	1,68	8,00	0,84
14	61,5	21	0,42	4	0,38	0,72	1,71	9,52	0,81
15	64,5	17	0,34	0	0,34	0,68	2,00	0,00	1,00
16	67,5	17	0,34	0	0,34	0,63	1,85	0,00	1,00
17	70,5	17	0,34	5	0,29	0,53	1,56	14,71	0,71
18	73,5	12	0,24	0	0,24	0,47	1,96	0,00	1,00
19	76,5	12	0,24	1	0,23	0,44	1,83	4,17	0,92
20	79,5	11	0,22	1	0,21	0,41	1,86	4,55	0,91
21	82,5	10	0,20	0	0,20	0,37	1,85	0,00	1,00
22	85,5	10	0,20	3	0,17	0,28	1,40	15,00	0,70
23	88,5	7	0,14	3	0,11	0,19	1,36	21,43	0,57
24	91,5	4	0,08	0	0,08	0,16	2,00	0,00	1,00
25	94,5	4	0,08	0	0,08	0,16	2,00	0,00	1,00
26	97,5	4	0,08	0	0,08	0,14	1,75	0,00	1,00
27	100,5	4	0,08	2	0,06	0,10	1,25	25,00	0,50
28	103,5	2	0,04	0	0,04	0,08	2,00	0,00	1,00
29	106,5	2	0,04	0	0,04	0,08	2,00	0,00	1,00
30	109,5	2	0,04	0	0,04	0,08	2,00	0,00	1,00
31	112,5	2	0,04	0	0,04	0,08	2,00	0,00	1,00
32	115,5	2	0,04	0	0,04	0,08	2,00	0,00	1,00
33	118,5	2	0,04	0	0,04	0,07	1,75	0,00	1,00
34	121,5	2	0,04	1	0,03	0,04	1,00	25,00	0,50
35	124,5	1	0,02	1	0,01	0,01	0,50	50,00	0,00

x = classe d'âge des femelles du stade œuf au stade adulte (x = 3 jours) : O_a à O_g sont les stades pré-imaginaux, 1 à 35 représentent le stade adulte ; P = médiane de chaque classe d'âge x ; n_x = nombre de femelles vivantes au début de chaque classe d'âge x ; l_x = probabilité de survie depuis le stade œuf jusqu'au début de classe x ; d_x = nombre de femelles mortes au cours de la classe d'âge x ; L_x = probabilité de survie entre la classe d'âge x et la classe d'âge x+1 ; T_x = nombre de classes d'âge x restant au-delà de chaque classe d'âge x ; e_x = espérance de vie des femelles de classe d'âge x ; q_x = mortalité par classe d'âge ; s_x = survie par classe d'âge.

Annexe 10 : Table de fertilité de *B. dorsalis* à partir 34 femelles élevées sur la mangue à 27,5 ± 1°C ; 79,5 ± 3% HR ; 12 : 12h LD.

x	P	n _x	m _x	s _x .m _x	l _x .m _x	V _x
O _a	1,5	50	0,00	0,00	0,00	98,50
O _b	4,5	42	0,00	0,00	0,00	117,26
O _c	7,5	40	0,00	0,00	0,00	123,12
O _d	10,5	40	0,00	0,00	0,00	123,12
O _e	13,5	36	0,00	0,00	0,00	136,80
O _f	16,5	36	0,00	0,00	0,00	136,80
O _g	19,5	36	0,00	0,00	0,00	136,80
1	22,5	34	0,00	0,00	0,00	144,85
2	25,5	34	0,00	0,00	0,00	144,85
3	28,5	34	0,87	0,87	0,59	144,85
4	31,5	34	9,82	9,82	6,68	143,98
5	34,5	34	17,31	17,31	11,77	134,16
6	37,5	34	22,64	22,64	15,39	116,86
7	40,5	34	19,27	18,70	13,10	94,22
8	43,5	33	16,66	15,65	11,00	77,22
9	46,5	31	12,30	12,30	7,63	64,47
10	49,5	31	11,62	11,25	7,21	52,17
11	52,5	30	10,95	9,49	6,57	41,89
12	55,5	26	8,55	8,22	4,45	35,71
13	58,5	25	6,06	5,09	3,03	28,24
14	61,5	21	5,90	4,78	2,48	26,40
15	64,5	17	5,49	5,49	1,87	25,32
16	67,5	17	4,72	4,72	1,61	19,83
17	70,5	17	3,97	2,80	1,35	15,10
18	73,5	12	3,27	3,27	0,79	15,77
19	76,5	12	1,99	1,83	0,48	12,50
20	79,5	11	1,69	1,54	0,37	11,46
21	82,5	10	2,61	2,61	0,52	10,74
22	85,5	10	2,42	1,69	0,48	8,14
23	88,5	7	3,14	1,80	0,44	8,17
24	91,5	4	1,98	1,98	0,16	8,79
25	94,5	4	0,79	0,79	0,06	6,81
26	97,5	4	1,19	1,19	0,10	6,02
27	100,5	4	1,60	0,80	0,13	4,84
28	103,5	2	1,64	1,64	0,07	6,47
29	106,5	2	0,62	0,62	0,02	4,83
30	109,5	2	1,09	1,09	0,04	4,20
31	112,5	2	0,87	0,87	0,03	3,11
32	115,5	2	0,91	0,91	0,04	2,25
33	118,5	2	0,99	0,99	0,04	1,34
34	121,5	2	0,16	0,08	0,01	0,35
35	124,5	1	0,38	0,00	0,01	0,38

m_x = nombre moyen de descendants femelles par femelle d'âge x ; V_x = valeur reproductive des femelles d'âge x.

Annexe 11 : PUBLICATIONS

- Gomina M.**, Mondedji A. D., Nyamador W., Vayssières J.-F., Amevoin K. & Glitho A. I. Development and demographic parameters of *Bactrocera invadens* (Diptera: Tephritidae) in Guinean climatic zone of Togo. *International Journal of Natural Sciences Research* (Sous press)
- Gomina M.**, Amevoin K., Nuto Y., Sanbena B. B., Anani Kotoklo E. & Glitho A. I. (2012). Diversité Spécifique des Mouches des Fruits (Diptera: Tephritidae) Dans Deux Zones Ecologiques au Togo. *European Journal of Scientific Research* **72**, 423-439.
- Amevoin K., Sanbena B. B., Nuto, Y., **Gomina M.**, De Meyer M. & Glitho I. A. (2009). Les mouches des fruits (Diptera : Tephritidae) au Togo : Inventaire, prévalence et dynamique des populations dans la zone urbaine de Lomé. *International Journal of Biological and Chemical Sciences* **3**, 912-920.

Annexe 12: COMMUNICATIONS

- Gomina M.**, Amevoin K. & Glitho A. I. (2014). Développement des stades pré-imaginaux et paramètres démographiques de *Bactrocera invadens* (Diptera : Tephritidae) en zone tropicale humide au Togo. In : *Colloque Scientifique International de l'Université de Kara*. Thème : Quelle contribution des Universités au Développement en Afrique ? Kara, 12-16 Mai 2014
- Gomina M.**, Amevoin K., Sanbena B. B. & Glitho A. I. (2010). Diversité spécifique des mouches des fruits (Diptera : Tephritidae) en zones urbaine et périurbaine de Lomé (Togo). In : *Journées Scientifiques Internationales de Lomé*. XIVème Edition. Thème : La Contribution de la Recherche Scientifique et Technologique à la Réduction de la pauvreté en Afrique Sub-Saharienne. Lomé, 25-29 Octobre 2010.