



RAVAGEURS ET MALADIES DU JATROPHA

Isabelle Amsallem

Septembre 2014

Le réseau JatroREF a pour objectif la construction de référentiels permettant de caractériser la viabilité socio-économique et la durabilité environnementale des filières paysannes de production d'agrocarburants à base de Jatropha en Afrique de l'Ouest. Il est animé par le bureau d'études associatif IRAM, en partenariat avec l'ONG GERES. JatroREF cherche à favoriser les échanges opérationnels entre porteurs de projets, et avec les acteurs institutionnels, la recherche et les organisations paysannes concernés directement par les enjeux liés au développement des agrocarburants locaux. La constitution de groupes de travail thématiques favorise la concertation et le partage d'expérience entre participants. Le réseau met également en œuvre des moyens d'étude dédiés. JatroREF diffuse ensuite l'information à un public plus large, à travers diverses publications - rapports d'étude, notes pédagogiques- et des ressources documentaires, accessibles sur son site Internet www.jatroref.org.

Alors que *Jatropha curcas* s'avère toxique pour de nombreux microorganismes, insectes et animaux, les plantes de cette espèce subissent pourtant d'importantes attaques de bioagresseurs. Ces derniers — insectes, champignons, bactéries ou virus — entraînent des pertes significatives de rendement. Maladies et ravageurs constituent alors une importante contrainte au développement durable de la filière « *Jatropha* », notamment pour sa culture à grande échelle.

Depuis une dizaine d'années, des plantations de *Jatropha curcas* ont été mises en place dans de nombreuses régions d'Afrique subsaharienne pour la production d'agrocarburants. La toxicité et les propriétés biocides du *Jatropha* ne lui épargnent pas pour autant, lorsqu'il est mis en culture, les attaques de ravageurs et d'organismes pathogènes. En effet, il est l'hôte d'insectes ravageurs et il est sujet à des maladies, et notamment à des attaques fongiques. Tous ces bioagresseurs peuvent avoir un impact important sur la production du *Jatropha*. Pourtant, la littérature scientifique traitant de ce sujet n'est pas très abondante. La récente introduction du *Jatropha* en Afrique et la petite taille des surfaces qui y sont cultivées expliquent probablement le manque de travaux menés sur une des plus importantes contraintes à la production durable de biocarburants à base de *Jatropha* en Afrique.

Les ravageurs du *Jatropha* en Afrique subsaharienne

Une quarantaine d'espèces d'insectes appartenant principalement aux ordres des hétéroptères, homoptères, coléoptères, lépidoptères et orthoptères, sont répertoriées comme ravageurs du *Jatropha* dans plusieurs pays d'Afrique subsaharienne (cf. tableau ci-dessous). Ces insectes provoquent des dégâts non négligeables en se nourrissant des fruits, des inflorescences, des fleurs et des feuilles de l'arbuste, réduisant considérablement son rendement en graines et la qualité de son huile. Certaines espèces consomment les racines, les branches ainsi que les feuilles des jeunes plants de *Jatropha* et elles peuvent entraîner leur mauvais développement (Abdoul Habou, 2013 ; Habou *et al.*, 2013).

Les hétéroptères : des ravageurs importants du *Jatropha*

Les hétéroptères — ou punaises — sont des insectes piqueurs-suceurs phytophages présents à chaque stade de la culture, quelle que soit la taille des arbustes :

- Au Sénégal et au Niger : les larves et les adultes de *Calidea panaethiopica* (Scutelleridae) s'attaquent aux fleurs et aux capsules de *J. curcas* dont ils sucent la sève.
- Au Cap-Vert et à Sao Tomé : *C. stigmata* provoque la malformation des fruits.
- En République démocratique du Congo (RDC), les punaises à bouclier (*Calidea sp.*) causent des dégâts aux fleurs et aux capsules. Les adultes et les larves provoquent la chute des fleurs, la malformation des fruits et l'avortement des graines. Les graines des fruits infestés se caractérisent alors par une taille, un poids et une teneur en huile faibles. Ces ravageurs sont également signalés en Tanzanie, au Mali, au Sénégal et au Niger.
- Au Niger, d'autres hétéroptères nuisibles sont mentionnés : *Agonoscelis versicoloratus* (Pentatomidae), *Antestia sp.*, *Cletus trigonus* et *Leptoglossus membranaceus* (Coreidae).
- Au Bénin, sont également signalés : *Riptortus dentipes* (Alydidae), *N. viridula* et *Calidea dregei* (Scutelleridae), qui provoquent la malformation ou l'avortement des fruits et inflorescences.

Les homoptères : des cochenilles principalement (Habou *et al.*, 2013)

Les homoptères regroupent les cigales, cicadelles, psylles, pucerons et cochenilles. Ce sont des insectes piqueurs-suceurs phytophages. Parmi eux, ce sont le plus fréquemment des cochenilles qui infestent le *Jatropha* :

- Au Cap-Vert, *Ferrisia virgata* (Pseudococcidae) et *Pinnaspis strachani* (Diaspididae) s'alimentent du phloème des arbustes. Elles collent aux feuilles, fruits et même aux racines, entraînant une chlorose, un jaunissement des feuilles et la malformation des fruits.
- En Afrique du Sud, *Coccus hesperidum* (Coccidae) se nourrit aussi du phloème, et il provoque la dépigmentation des feuilles et la perte de vigueur de la plante de *Jatropha*.
- Au Bénin, *Paraccocus marginatus* (Pseudococcidae) suce les feuilles et les parties tendres du *Jatropha*.
- Au Mozambique et en RDC, *Phenococcus* sp. provoque la chute des feuilles et des fruits.

Les lépidoptères : papillons et chenilles

Les lépidoptères sont des insectes dont la forme adulte est communément appelée « papillon » et dont les larves sont des chenilles. Ces dernières sont des ravageurs-clés de nombreuses espèces végétales cultivées et causent des dégâts importants dans les plantations de *Jatropha* :

- Au Sénégal, *Pempelia morosalis* (Pyralidae) — ou mineuse de tige — est un important ravageur de *J. curcas*. C'est à son stade larvaire qu'il est le plus nuisible. Il fore la tige en longueur en y creusant une galerie, puis il migre dans les capsules et y détruit les graines. Les dommages qu'il cause peuvent être repérés à distance grâce aux nervures squelettiques de l'arbre défolié. Ce ravageur est également signalé au Kenya, au Mali (Garba, 2012) et au Bénin.
- Au Bénin, un petit papillon, le *Pempelia* sp., occasionne des dégâts importants aux fleurs et aux jeunes capsules. C'est l'une des espèces les plus dommageables à la filière béninoise du *Jatropha*. On observe également dans ce pays la présence de *Denticera nr divisella* (Pyralidae), qui détruit les fleurs, fruits et bourgeons terminaux de la plante.
- Dans de nombreuses zones de culture du *Jatropha* en Afrique (Bénin, Sénégal, Madagascar, Nigeria, RDC, Afrique du Sud, etc.) : la mineuse de feuilles *Stomphastis thraustica* (Gracillariidae) consomme le limbe des feuilles et les bourgeons. Elle provoque la dépigmentation chlorophyllienne et une destruction des feuilles par l'excavation de mines dans leur épaisseur. Ses larves minuscules rongent le limbe en y creusant des galeries, ce qui, en cas de forte attaque, peut aller jusqu'à provoquer la défoliation de la plante. Les pertes de rendement sont alors importantes.

Les coléoptères : des insectes à élytres

Les coléoptères sont des insectes broyeur qui se reconnaissent à leurs élytres protégeant leurs ailes :

- Au Cap-Vert et Sao Tomé, le bois du *Jatropha* est attaqué par *Bostrichus* sp. (Bostrichidae).
- Au Mozambique, plusieurs espèces sont des agents défoliateurs du *Jatropha*. L'une d'entre elles a été déterminée : l'altise (*Aphthona dilutipes*, Chrysomelidae).
- En RDC, les chrysomèles (*Aphthona* sp.) causent de graves dégâts sur le *Jatropha*. Les adultes s'attaquent au feuillage et aux fruits de l'arbuste en développement, et les larves pénètrent dans ses racines. Ce sont à ce jour les ravageurs les plus dommageables dans la région de Kinshasa. Leur population et les dégâts occasionnés culminent à la saison des pluies. Les chrysomèles sont également signalées au Sénégal, Malawi, Afrique du Sud, Tanzanie et Kenya.
- Au Niger, on relève également *Pachnoda interrupta*, *P. marginata*, *P. sinuata* et *Rhabdotis sobrina* (Cetoniidae).
- Au Bénin, l'insecte *Aulacophora africana* (Chrysomelidae) perfore quant à lui les jeunes feuilles du *Jatropha*.

Les orthoptères : sauterelles, grillons et criquets

Les orthoptères comprennent les sauterelles, les grillons et les criquets :

- En RDC, les grillons *Brachytrupes membranaceus* (Grillidae) s'attaquent aux jeunes plantes lors de leur mise en place en saison pluvieuse (jusqu'à 40 % des plants repiqués sont touchés, Minengu Mayulu, 2014). Ce sont des insectes phytophages, largement répandus en Afrique tropicale, qui vivent dans des galeries souterraines étendues. Rarement visibles le jour, ils coupent les jeunes plants au niveau du collet de nuit et traînent les feuilles ou les plants entiers dans leurs terriers. On observe aussi occasionnellement en RDC des criquets migrants (*Locusta migratoria*).
- Au Mozambique, *Zonocerus elegans* (Pyrgomorphidae) est signalé, ainsi que *Corynorhynchus radula* (Proscopiidae) sur les feuilles et les fleurs de Jatropha.
- Au Sénégal et au Niger, *Oedaleus senegalensis* (Acrididae) provoque des dégâts sur les feuilles des jeunes plantules.
- Au Niger, différentes espèces d'Acrididae sont inventoriées : *Acanthacris ruficornis citrina*, *Catantops stramineus*, *Heteracris leani*, *Oedaleus nigeriensis* et *Parga cyanoptera*.
- Au Nigeria, *Catantops melanostictus* et *Coryphosima stenoptera* (Acrididae) attaquent les feuilles du Jatropha.

Les isoptères ou termites

Les termites (Termitidae) vivent dans toutes les régions tropicales. Munis de pièces buccales broyeuses, ils se nourrissent surtout de bois (xylophages) ou de bois « prédigéré » par des champignons installés dans la termitière (termites champignonnistes). Ils causent des dégâts important en s'attaquant à la base des plantes de Jatropha. Détruites petit à petit, celles-ci finissent par tomber.

Attention ! De nombreuses espèces d'insectes jouent des rôles importants dans la pollinisation du Jatropha, notamment certaines de celles qui appartiennent aux ordres des hyménoptères et des diptères. Les auteurs ont ainsi tendance à diviser les insectes entre les espèces nuisibles et celles qualifiées d'« utiles » (prédateurs des nuisibles et pollinisateurs). En fait, les interactions sont complexes : la majorité des insectes a une incidence neutre qui n'interfère pas avec le rendement de la culture. D'autres en revanche peuvent connaître des changements de comportement au cours de leur cycle et, tour à tour, se retrouver prédateurs, pollinisateurs et ravageurs (Garba, 2012).

Répartition géographique	Ordre, famille	Insectes ravageurs	Organes attaqués	Dommages
Afrique du Sud	Homoptère, Coccidae	<i>Coccus hesperidum</i>	Système vasculaire, feuilles	Perte de vigueur
Bénin	Coléoptère, Chrysomelidae	<i>Aulacophora africana</i>	Jeunes feuilles	Perforation
	Homoptère, pseudococcidae	<i>Paracoccus marginatus</i>	Feuilles et parties tendres	Succion
	Hétéroptère, Alydidae	<i>Riptortus dentipes</i>	Fruits	Avortement
	Hétéroptère, Pentatomidae	<i>Nezara viridula</i>	Inflorescences	Avortement
	Hétéroptère, Scutelleridae	<i>Calidea dregei</i>	Fruits	Avortement, malformation
	Lépidoptère, Pyralidae	Denticera nr divisella	Fleurs, fruits et apex	Destruction
Pempelia sp.		Fleurs et capsules	Chute	
Cap-Vert	Homoptère, Pseudococcidae	<i>Ferrisia virgata</i>	Tronc, branches, feuilles, fruits	

	Homoptère, Diaspididae	<i>Pinnaspis strachani</i>	Tronc, branches, feuilles, fruits	
Cap-Vert, Sao Tomé	Coléoptère, Bostrichidae	<i>Bostrichus sp.</i>	Tronc et branches	Broyage
	Hétéroptère, Scutelleridae	<i>Calidea stigmata</i>	Fruits	Malformation
Kenya Mali Sénégal	Lépidoptère, Pyralidea	<i>Pempelia morosalis</i> (mineuse de tige)	Inflorescences, capsules, tiges et feuilles	Destruction
Malawi Mali Mozambique Tanzanie	Isoptère, Termitidae	<i>Odontotermes sp.</i>	Racines et tiges	Destruction / Mort
Mozambique	Orthoptère, Proscopiidae	<i>Corynorhynchus radula</i>	Feuilles et fleurs	
	Orthoptère, Pyrgomorphidae	<i>Zonocerus elegans</i>	Feuilles	
Mozambique RDC	Homoptère, Pseudococcidae	<i>Phenacoccus sp.</i>	Feuilles, fleurs et fruits	Chute
Niger	Coléoptère, Cetoniidae	<i>Pachnoda interrupta, P. marginata, P. sinuata</i>		
		<i>Rhabdotis sobrina</i>		Broyage
	Hétéroptère, Pentatomidae	<i>Nezara viridula</i>	Fruits	
		<i>Agonoscelis versicoloratus</i>		
		<i>Antestia sp.</i>		
	Hétéroptère, Coreidae	<i>Cletus trigonus</i>		
		<i>Leptoglossus membranaceus</i>		
	Orthoptère, Acrididae	<i>Acanthacris ruficornis citrina</i>		
		<i>Catantops stramineus</i>		
		<i>Heteracris leani</i>		
<i>Oedaleus nigeriensis</i>				
Nigeria	Orthoptère, Acrididae	<i>Parga cyanoptera</i>		
		<i>Catantops melanostictus</i>	Feuilles	
RDC	Orthoptère, Acrididae	<i>Coryphosima stenoptera</i>	Feuilles	
		Orthoptère, Grillidae	<i>Brachytrupes membranaceus</i>	Collet et parties aériennes
Sénégal	Orthoptère, Acrididae	Occasionnellement <i>Locusta migratoria</i> (Criquet migrateur)	Feuilles	
Sénégal	Acarien, Tetranychidae	<i>Tetranychus sp.</i>	Feuilles	
Afrique du Sud, Kenya, Malawi, Mozambique, RDC, Sénégal, Tanzanie	Coléoptère, Chrysomelidea	<i>Aphthona dilutipes</i> (Altise au Mozambique) <i>Aphthona sp.</i> (chrysomèles)	Feuilles, fruits, racines	

Sénégal, Niger	Orthoptère, Acrididae	<i>Oedaleus senegalensis</i>	Feuilles des plantules	
	Hétéroptère, Scutelleridae	<i>Calidea panaethiopica</i>	Fleurs et capsules	
Afrique du Sud Bénin Ghana Madagascar Mozambique Nigeria RDC Sénégal Tanzanie Zimbabwe	Lépidoptère, Gracillariidae	<i>Stomphastis thraustica</i> (Mite mineuse de feuilles)	Feuilles, bourgeons	Destruction
Mali RDC Sénégal Niger Tanzanie	Hétéroptère, Scutelleridae	<i>Calidea</i> sp. (Punaise à bouclier)	Fleurs, graines, capsules, fruits	Malformation et avortement
Partout	Isoptère, Termitidae	<i>Macrotermes bellicosus</i> (Termites)	Toute la plante	Destruction
Non précisé	Orthoptère, Acrididae	<i>Idiarthron</i> sp.	Feuilles	
		<i>Schistocerca nitens</i>		

EXEMPLE : Principaux ravageurs du *Jatropha* au Sénégal

Plusieurs initiatives pilotes ont été mises en place au Sénégal afin d'évaluer le potentiel du *Jatropha* dans la lutte contre la pauvreté rurale en Afrique soudano-sahélienne (Terren et al., 2012). Ces projets ont montré l'existence d'insectes ravageurs et de champignons pathogènes qui attaquent la plante dans toutes les régions où cette culture a été testée. Les principaux ravageurs du *Jatropha* identifiés dans la basse vallée du fleuve Sénégal sont la mineuse de feuilles *S. thraustica*, la mineuse de tige *P. morosalis* et la punaise *C. panaethiopica*. Les dégâts causés par ces ravageurs ont été importants durant la 2e année de plantation (début de saison sèche) puis se sont estompés.

Selon Mergeai (2013), *S. thraustica* et *C. panaethiopica* sont des ravageurs omniprésents au Sénégal alors que *P. morosalis* et *Tetranychidae* sp. ne s'y rencontreraient que ponctuellement. Les niveaux d'attaques de ces ravageurs seraient relativement faibles en zones sahéennes et soudano-sahéliennes, intermédiaires dans la zone du fleuve Sénégal et très forts dans les zones humides (où le principal ravageur est *Aphthona* sp.).

Plus d'informations : Mergeai, 2013 ; Terren et al., 2012.

Des dégâts importants

Bien que le *Jatropha* soit cultivé dans de nombreux pays africains, la dynamique et le potentiel de nuisance des ravageurs sur cette culture y sont peu documentés. La recherche s'est, jusqu'à présent, plutôt focalisée sur les inventaires et l'identification des ravageurs, ainsi que sur les maladies du *Jatropha* (comme nous le verrons plus loin).

Les impacts des insectes ravageurs sont également faiblement pris en compte par les porteurs de projet et les producteurs dans les stratégies de développement des plantations. Cela peut

s'expliquer par le fait que le *Jatropha* n'a été que récemment introduit dans les systèmes de culture. De plus, le potentiel de production du *Jatropha* étant pour l'instant mal connu, il est difficile d'estimer les pertes de rendement engendrées par ses ravageurs ou ses maladies.

Actuellement, moins de 10 espèces d'insectes sont connues en Afrique subsaharienne pour impacter de façon importante la plante de *Jatropha* (Ranga Rao *et al.*, 2010). Parmi celles-ci :

- L'altise *Aphthona dilutipes* est particulièrement dommageable dans les zones les plus humides (RDC, Mozambique, Angola) où elle peut, si elle n'est pas contrôlée, entraîner la défoliation totale des plantes.
- Les dégâts du papillon *Pempelia* sp. ont été estimés au Bénin (département du Zou) : en moyenne, 62,5 % des plants, 56,5 % des fleurs et 70 % des apex sont infestés (cf. encart ci-dessous, Garba, 2012).
- Les pertes liées à *Calidea panaethiopica* au Sénégal sont estimées à 18,5 % par an (Terren *et al.*, 2012).
- Au Bénin, les ravageurs causent jusqu'à 56 % de dégâts sur les feuilles et fruits du *Jatropha* (Garba, 2012).
- En RDC, plus de 50 % des plantules de *Jatropha* ont été détruites par les grillons *Brachytrupes membranaceus* dix jours après leur mise en culture (Minengu Mayulu, 2014, cf. encart ci-dessous).

EXEMPLE : Importance des dégâts de *Pempelia* sp. au Bénin

Le *Jatropha* est une plante nouvelle dans l'habitude culturelle des producteurs béninois. Par conséquent, il existe très peu de méthodes traditionnelles de lutte contre les principaux ravageurs et les producteurs ont peu de maîtrise sur eux. Les chenilles destructrices des inflorescences et des fleurs ainsi que les foreurs de capsules de *J. curcas* sont spontanément cités par les producteurs interrogés comme les principaux ravageurs. Les observations réalisées dans trois plantations paysannes de *Jatropha* (département de Zou) confirment l'importance des dégâts causés par *Pempelia* sp. sur le *Jatropha* :

- Le taux d'infestation des plants varie de 62 à 63,3 %.
- Le taux de fleurs attaquées par plant varie de 47,3% à 63,3%.
- Le taux d'apex attaqués par plant varie de 61,3 à 78 %.
- Le nombre moyen de larves par plant varie de 3,81 à 4,26. Quant au nombre moyen de larves par plant attaqué, il oscille entre 6,03 et 6,79.

Le faible nombre de larves par plant s'explique par le fait que, contrairement à d'autres lépidoptères, *Pempelia* sp. ne pond pas beaucoup d'œufs. Cependant, ce papillon pond des œufs au niveau des apex et, dès l'éclosion, les néonates migrent dans les fleurs pour s'alimenter. Les dégâts constatés sont ainsi importants et ils entravent sérieusement le rendement. À noter que des moyens de lutte existent contre *Pempelia* sp., notamment grâce aux effets insecticides des huiles et solutions aqueuses des graines de neem et de *Jatropha* (cf. p. 10).

Plus d'informations : Garba, 2012.

EXEMPLE : Impacts des principaux ravageurs en RDC

Dans la région de Kinshasa, la culture de *J. curcas* est soumise à la pression de 4 ravageurs :

- Les grillons *B. membranaceus* s'attaquent aux jeunes plants lors de leur mise en place en saison pluvieuse (octobre-décembre). Ils provoquent 10 à 40 % de mortalité. La période de plantation

coïncide avec le moment de la pullulation des grillons. Entre mi-novembre et mi-décembre, 30 à 40 % des plants mis en terre sont alors détruits, ce chiffre fléchissant ensuite à environ 10 %.

- La population de la mineuse de feuilles *S. thraustica* et les dégâts qu'elle génère culminent lors de la période la plus pluvieuse de l'année.
- Les chrysomèles *Aphthona* sp. sont les ravageurs les plus dommageables dans cette région. Les graves dégâts qu'ils causent sur *J. curcas* culminent (en même temps que leur population) lors de la période la plus pluvieuse de l'année.
- Les punaises à bouclier *Calidea* sp. dégradent les fleurs et les capsules.

Les attaques de ces ravageurs constituent une contrainte importante à la production du Jatropha. En effet, les pertes de rendement en graines sur les plantations installées en culture pure (terres marginales de Mbankana) atteignent 90 % en l'absence de protection avec un insecticide. Ces pertes sont de 60 % dans le système de maraîchage agroforestier pratiqué sous irrigation à N'selé.

Plus d'informations : Minengu Mayulu, 2014.

Et ailleurs dans le monde ?

Les hétéroptères les plus fréquemment relevés sur *J. curcas* sont des punaises du genre *Pachycoris* (Scutelleridae), qui sont largement répandues au Mexique, en Australie, aux États-Unis, au Brésil et au Nicaragua. *P. klugii* est considéré comme le principal ravageur de *J. curcas* au Nicaragua. Il est signalé jusqu'au Mexique et a également été observé en Australie. Il passe tout son cycle sur le Jatropha et n'a été remarqué sur aucune autre plante. Il cause des dégâts importants sur les fruits et provoque la malformation des graines et donc une réduction de la teneur en huile. D'après l'évaluation de Garba (2012), cette punaise réduit de 18,5 % le poids en graines avec une densité de population de ravageurs faible (3 500 individus/ha). Compte tenu des densités de population mesurées au champ (jusqu'à 145 000 individus/ha) qui s'avèrent beaucoup plus élevées, leur potentiel de destruction est en réalité largement plus important. *P. torridus*, de son côté, cause des dégâts identiques (Nicaragua, USA, Brésil).

Parmi les hétéroptères ravageurs du Jatropha les plus significatifs dans le monde, citons aussi les punaises des genres *Scutellera* et *Leptoglossus*. Ainsi, *L. zonatus* (Coreidae) a été signalé au Mexique et il est le second ravageur le plus observé au Nicaragua. Polyphage, il vit aussi bien sur le sorgho que sur le maïs, le soja, le coton ou la tomate. Les dommages causés par ces punaises au Nicaragua sont estimés à 18,5 % de la production totale des graines (Minengu Mayulu, 2014). Les dégâts qu'elles ont infligés aux plantations nicaraguayennes au début des années 1990 sont à l'origine de l'abandon dans ces zones de la culture du Jatropha.

Des espèces de cochenilles homoptères sont signalées en Inde, par exemple, avec *Coccus hesperidum* (Coccidae) et *Paracoccus marginatus* (Pseudococcidae), lesquels provoquent la chlorose et la perte de la couleur verte des feuilles.

Parmi les lépidoptères, *Pempelia morosalis* est un important ravageur du Jatropha en Inde, de même que la chenille *Spodoptera litura* (Noctuidae) qui provoque des dégâts sur les feuilles de *J. curcas*. En Inde et en Malaisie, *Stomphastis thraustica* est également signalé.

Les principaux coléoptères observés sur *J. curcas* sont :

- En Inde, *Oxycetonia versicolor* (Cetoniidae) ravage les fleurs et les feuilles.
- Au Nicaragua, les larves du scarabée *Lagocheirus undatus* (Cerambycidae) creusent des galeries dans le bois de *J. curcas* et provoquent leur mort. Ils infestent également le manioc. Au Nicaragua, on constate aussi la présence de *Pantomorus femoratus* (Curculionidae) qui cause des dégâts importants sur les feuilles de *Jatropha curcas*, mais uniquement dans de grandes plantations.

- Au Brésil, *Sternocolaspis quatuordecimcostata* (Chrysomelidae) et *Coelosternus notaticeps* (Curculionidae) génèrent d'importantes dégradations sur les feuilles de *J. curcas*.

À noter que *Tribolium castaneum* (Tenebrionidae), ravageur classique des denrées entreposées, a été trouvé dans un stock de graines de *J. curcas* aux Pays-Bas.

Deux orthoptères (Proscopiidae) ont été observés sur les feuilles et les fleurs de *J. curcas* au Brésil : *Corynorhynchus radula* et *Stiphra robusta*. Ils provoquent la défoliation des arbustes.

L'ordre des thysanoptères regroupe de minuscules insectes (de la taille du millimètre) qui vivent souvent aux dépens des végétaux qu'ils sucent. Deux espèces (Thripidae) sont signalées au Brésil : *Retithrips syriacus* attaque les feuilles et les capsules, et *Selenothrips rubrocinctus* provoque la chute des fleurs (Habou *et al.*, 2013).

À noter : la majorité des **hyménoptères** colonisant le *J. curcas* sont des pollinisateurs, à l'exception de *Atta sexdens rubropilosa* (Formicidae), qui consomme les feuilles et les plantules de l'arbuste au Brésil. L'espèce est également signalée au Honduras (Habou *et al.*, 2013).

Toutes les espèces d'insectes ravageurs du *Jatropha* ne sont pas encore identifiées. De plus, avec l'augmentation des superficies cultivées, de nouveaux ravageurs sont régulièrement mentionnés, comme le longicorne *Acanthophorus rugiceps* (Coléoptères, Cerambycidae), observé récemment et pour la première fois dans des plantations de *Jatropha* en Inde. Celui-ci cause des dommages importants aux racines et, au final, provoque l'effondrement de la plante. Environ 11,3 % des plantes d'une plantation indienne ont ainsi été gravement endommagés par ce longicorne (Prabhakar *et al.*, 2012 ; Minengu Mayulu, 2014).

Les méthodes de lutte contre les insectes ravageurs du *Jatropha*

Le *Jatropha* est une nouvelle plante dans les habitudes culturelles des producteurs africains et, par conséquent, ceux-ci ont peu de maîtrise sur les principaux ravageurs de cette culture. A fortiori, il existe peu de méthodes traditionnelles de lutte, et c'est pour pallier ce manque que la recherche développe actuellement des méthodes telles que la lutte chimique et la lutte biologique.

La lutte chimique : utilisation d'insecticides de synthèse

La lutte chimique est efficace contre certains insectes ravageurs du *Jatropha*. En voici quelques exemples :

- Des auteurs préconisent, contre les insectes ravageurs du *Jatropha*, la pulvérisation d'insecticide à base d'endosulfan. Les doses ne sont pas encore définies avec précision et nécessitent des recherches plus approfondies, prenant notamment en compte la possibilité d'apparition de résistance en cas d'administrations répétées du produit (Garba, 2012).
- L'application de carbosulfan (1 ml pour 3 l d'eau) et d'imidaclopride (1 ml pour 3 l d'eau) au moment de la fructification permet de contrôler les insectes suceurs tels que les punaises et certains acariens.
- Les punaises peuvent être régulées grâce à des insecticides chimiques incluant du chlorfluazuron, du diflubenzuron et du lambda-cyhalothrin.

Cependant, l'utilisation d'insecticides présente des inconvénients tels que la dangerosité pour l'environnement et la santé. De plus, le coût élevé de ces produits fait que les producteurs sont peu enclins à investir argent (et travail) de cette façon dans la gestion des ravageurs et des maladies du *Jatropha*. Ainsi, ces dernières années, l'accent a davantage été donné à l'usage d'agents biologiques et d'extraits de plantes, seuls ou en combinaison.

EXEMPLE : Lutte contre les insectes ravageurs en RDC

Pour lutter contre la chrysomèle (*Apthona* sp.) et la mineuse de feuilles (*S. thraustica*), de nombreux produits chimiques sont utilisés (Diméthoate, Cyperméthrine, Endosulfan, etc.). Le moment le plus propice pour contrôler ces ravageurs dans la région de Kinshasa est la fin de la saison sèche, quand le développement foliaire est peu important, car le produit atteint alors facilement toutes les parties de la plante. Cette protection précoce favorise une bonne reprise des feuilles pendant la saison pluvieuse.

S'agissant de lutte biologique, l'application de nématodes entomophages détruit les larves de chrysomèle. Les hyménoptères *Notanisomorphella borborica* et *Apleurotropis lamellata* (Eulophidae) sont des parasitoïdes importants de la mineuse de feuilles. Les parasitoïdes *Trissolcus* sp. (Hyménoptère, Platygastriidae), *Beauveria bassiana* (Hypocreales, Ophiocordycipitaceae) et *Metarhizium anisopliae* (Hypocreales, Clavicipitaceae) permettent de réduire les populations de punaises.

Plus d'informations : Minengu Mayulu, 2014.

Les biopesticides, des produits naturels sans risque pour la santé et l'environnement

Plusieurs plantes — notamment le neem (*Azadirachta indica*) — et leurs constituants permettent le contrôle des ravageurs de la plante, tout en s'avérant être inoffensifs pour la santé des hommes et non toxiques pour les plantes. Ces biopesticides présentent un réel avantage par rapport à leurs équivalents chimiques du fait de leur faible rémanence, de leur faible toxicité pour l'homme et de leur mode d'action sur les ravageurs. Quelques exemples :

- Des solutions à base de feuilles de neem, de papayer ou de graines de piment peuvent être utilisées pour protéger le *Jatropha* contre les insectes (Nacro & Lengkeek, 2011).
- Contre les chenilles défoliatrices et le papillon *Pempelia* sp., l'utilisation d'insecticide à base de neem est recommandée (cf. encart ci-dessous). Du fait de sa faible rémanence (la matière active se dégrade vite), il est nécessaire d'utiliser du neem fraîchement récolté.
- Pour lutter contre les cochenilles et autres insectes ravageurs, il est possible d'utiliser un extrait composé de feuilles de *Jatropha* écrasées mélangées à de l'huile de *Jatropha* (10 kg de feuilles broyées dans 2 à 3 l d'eau et 10 cl d'huile de *Jatropha*).

EXEMPLE : Effets insecticides des graines de neem et de *Jatropha* sur *Pempelia* sp.

Le petit papillon *Pempelia* sp. (Lépidoptère) est essentiellement nuisible au stade larvaire (cf. p. 6). Des huiles et des solutions aqueuses des graines de neem et de *Jatropha* ont été testées sur ce ravageur en laboratoire. L'huile et la solution aqueuse de neem provoquent respectivement une mortalité des larves de 100 et 97,5 %. Elles sont plus efficaces que l'huile et la solution aqueuse de *Jatropha* qui génèrent une mortalité des ravageurs de 77,5 et 72,5 % respectivement. L'efficacité de l'huile de neem serait liée à ses propriétés répulsives, anti-nutritives et systémiques.

Plus d'informations : Garba, 2012.

La lutte biologique : utilisation d'auxiliaires

La lutte biologique est une technique de rééquilibrage écologique dont le but est d'introduire des ennemis naturels ou antagonistes (agents de lutte biologique) afin de faire échec aux espèces indésirables. Voici quelques exemples :

- *Telenomus remus* (Hyménoptère, Scelionidae) est un parasitoïde des œufs de *P. morosalis*. Ce dernier aussi peut être parasité par *Stegodyphus* sp. (Arachnide, Eresidae).
- Les larves de *Spodoptera litura* sont parasitées par *Microplitis manilae* (Hyménoptère, Braconidae) (Ranga Rao et al., 2010).

- Quatre hyménoptères parasitent *Scutellera nobilis* : *Trathala flavo-orbitalis* (Ichneumonidae), *Bracon hebetor* (Braconidae), *Brachymeria nephantidis* (Chalcidae), *Podagrion hayati* (Torymidae) (Habou *et al.*, 2013).
- L'araignée *Leucauge* sp. (Aranéide, Tetragnathidae) est le prédateur de *Chelysomidea variabilis*. *Peucectia viridans* (Aranéide, Oxyopidae) est, quant à elle, celui de *Nezara viridula* (Garba, 2012).
- *Syzeuctus hessei* peut être utilisé pour contrôler *D. nr divisella*, un ravageur important au Bénin (Datinon *et al.*, 2013).
- *Pachycoris* sp. et *Leptoglossus zonatus* peuvent être contrôlés par des champignons entomopathogènes tels que *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* (cf. encart ci-dessous).

EXEMPLE : Utilisation de champignons entomopathogènes contre les ravageurs du Jatropha

L'efficacité des champignons entomopathogènes *Beauveria bassiana* et *Metarhizium anisopliae* pour lutter contre les hétéroptères *Leptoglossus zonatus* et *Pachycoris klugii* a fait l'objet d'études en laboratoire. L'élimination des insectes avec ces champignons prend plus de temps qu'avec un traitement chimique : 20 à 24 jours pour *P. klugii* (mortalité de 64 %) et 13 à 16 jours pour *L. zonatus* (mortalité de 99 %), mais l'activité des insectes est réduite dès le début de l'infection.

Les essais en plein champ réalisés au Nicaragua ont confirmé l'efficacité de cette méthode qui, d'après les auteurs, serait facilement applicable en milieu paysan. À noter que *B. bassiana* et *M. anisopliae* sont également utilisés pour contrôler les termites.

Plus d'informations : Garba, 2012.

Climat et plantes spontanées : des facteurs à prendre en compte

Les facteurs climatiques sont bien connus pour influencer, dans les cultures agricoles, la dynamique de la lutte contre les insectes ravageurs et celle de leurs ennemis naturels. De plus, les plantes spontanées associées aux cultures peuvent aussi favoriser l'apparition des ennemis naturels dans les zones, qui à leur tour, contribuent à réduire la population de ravageurs dans les cultures (cf. encart ci-dessous).

EXEMPLE au Brésil : Dynamique des populations de ravageurs et de leurs ennemis naturels

Les changements saisonniers climatiques et ceux de la diversité végétale affectent la dynamique des populations de ravageurs et de leurs ennemis naturels dans les agroécosystèmes. Les variations saisonnières abiotiques (température, humidité relative, précipitations) et biotiques (diversité des plantes spontanées) influent en effet les communautés des insectes ravageurs et de leur prédateurs dans les plantations de *Jatropha* :

- En saison sèche, les ravageurs (Tenuipalpidae, Tarsonemidae, Tetranychidae) sont plus abondants sur les plantes spontanées que sur le *Jatropha*, tandis que leurs ennemis — des acariens Phytoseiidae — ne le sont pas.
- La densité globale d'acariens sur les plantes spontanées augmente avec l'humidité relative et la diversité des plantes spontanées.
- Plus les précipitations sont importantes, plus faible est la densité d'acariens sur le *Jatropha*.

Les agroécosystèmes dont la diversité en espèces de plantes spontanées associées aux cultures est importante, abritent ainsi une riche communauté d'acariens. Cette dernière peut alors aider à contrôler naturellement les insectes ravageurs grâce à l'importante diversité spécifique des ennemis naturels des ravageurs qu'elle inclut et de leur abondance.

Plus d'informations : Cruz *et al.*, 2013.

Phytopathogènes du Jatropha : champignons, bactéries et virus

Actuellement, 48 agents responsables de maladies du Jatropha cultivé sont cités dans la littérature (Alonso & Lezcano, 2014). Ce sont en majorité des champignons, mais des bactéries et des virus sont également responsables de maladies affectant *J. curcas* à travers le monde.

Champignons pathogènes du Jatropha

Parmi les problèmes phytosanitaires concernant le Jatropha figurent les maladies fongiques qui s'attaquent au collet, au tronc, aux racines ou à l'ensemble de ces organes, et qui provoquent le dépérissement et la mort de plants, jeunes ou adultes. Ces symptômes sont observés dans le monde entier et l'identification des agents causals ne fait pas l'unanimité. Les champignons pathogènes à l'origine des maladies décrites ci-dessous sont également présents en Afrique subsaharienne.

La pourriture du collet et/ou des racines

Cette maladie fait partie des problèmes phytosanitaires les plus fréquemment observés partout où le Jatropha est cultivé (notamment au Mali et au Sénégal). Elle peut réduire drastiquement sa productivité en causant la mort soudaine des plantes et en rendant impropres à la culture des zones agricoles entières. Par exemple, plus de 60 % d'une plantation ont été détruits en 4 ans sur des terres marginales à proximité du fleuve Sénégal. Les termites attaquent souvent les plants malades accélérant ainsi leur mort (Terren *et al.*, 2012). 80 % d'une plantation de Jatropha en Malaisie ont été ravagés et 83,5 % dans une serre en Chine (Wu *et al.*, 2011).

Les symptômes sont les suivants :

- au niveau du collet : pourriture, apparition de fissures et de structures fongiques noires dans l'écorce ;
- pourriture des racines ;
- jaunissement et flétrissement des feuilles qui finissent par tomber ;
- jaunissement du tronc et des branches basses, assèchement des branches ;
- symptômes nécrotiques (du marron clair au noir) au niveau du système vasculaire des parties infectées ;
- présence de lignes noires dans les vaisseaux du tronc et des branches de la plante ;
- prolifération de racines adventices.

Le système racinaire devenant trop faible pour supporter les parties aériennes de l'arbuste, le plant peut être envahi par les termites ou même finir par tomber. Cette maladie entraîne souvent la mort de la plante au bout de quelques mois (3 ou 4 mois, selon Wu *et al.*, 2011). Le Jatropha étant une plante vigoureuse, les parties aériennes restent saines un certain temps même si les parties souterraines (racines, collets) ont, elles, déjà pourri. La détection de cette maladie est donc difficile durant les premiers stades de l'infection.

L'identité de l'agent pathogène responsable de cette maladie ne fait pas l'unanimité : *Lasiodiplodia* ou *Fusarium*, etc. Toutefois, ce sont tous des champignons typiques du sol qui peuvent infecter une large gamme d'hôtes. Leur principal mode de dissémination se fait par le sol. Terren *et al.* (2012) signale que la diffusion se fait de proche en proche, de manière circulaire en partant des plantes malades. Ces champignons se propagent aussi par les graines et survivent en tant que parasites, saprophytes, endophytes ou autres structures résistantes (par exemple, chlamydospores pour *Fusarium* ou sclérotés pour *Macrophomina*, Machado & Pereira, 2013).

Un stress hydrique prolongé favorise l'apparition de cette maladie. De plus, les systèmes d'irrigation créent des conditions favorables au développement et à la diffusion de ces pathogènes en maintenant constamment le sol humide (observations au nord du Sénégal et en Chine).

À l'heure actuelle, aucune solution n'existe pour lutter contre cette maladie. Ces champignons sont en effet difficiles à contrôler car ils survivent dans le sol. Plusieurs traitements antifongiques ont été testés mais aucun d'entre eux n'a été vraiment efficace (cf. encart ci-dessous). Le meilleur moyen de prévenir cette maladie est d'éviter toute forme de blessure au moment de la transplantation et d'adopter des itinéraires techniques qui favorisent un bon développement de la plante. Il est recommandé d'effectuer des prétraitements sur les semences. Cette dernière solution est toutefois onéreuse et difficilement réalisable en milieu paysan.

EXEMPLE : Pourriture du collet dans la vallée du fleuve Sénégal

A Bokhol (au climat sahélien et aux sols sableux), de fortes attaques d'une maladie vasculaire à partir de la 2^e année de culture du *Jatropha* ont décimé 65 % de la plantation en moins de 3 ans. Cette maladie est caractérisée par le flétrissement et la décoloration du feuillage suivis de la perte des feuilles, parallèlement à la pourriture du collet. Une fois les feuilles tombées, les plantes souffrent d'attaques opportunistes de termites au niveau des troncs, ce qui les fait tomber au sol.

Divers traitements chimiques (soufre, thiophanate-méthyl, oxychlorure et bénomyl) ont été appliqués pour tenter de lutter contre cette maladie - sans succès. La diminution de la fréquence de l'irrigation n'a pas permis de limiter les pertes.

Comme aucune autre tentative de culture de *Jatropha* n'a été faite à grande échelle dans d'autres zones de la vallée du fleuve Sénégal, il n'est pas possible de confirmer que tous les sols présentent le même niveau d'infection que celui de Bokhol. À noter toutefois, des attaques fongiques, causant des dommages similaires à ceux de Bokhol, ont été observées dans d'autres plantations au nord du Sénégal.

Plus d'informations : Terren *et al.*, 2012.

EXEMPLE : Comment lutter contre la pourriture des racines et du collet ?

Les fongicides Bavistine et Vitavax sont les plus efficaces pour réduire l'incidence de la maladie causée par *Rhizoctonia bataticola* (ou *Macrophomina phaseolina*), avec une inhibition de 100 % de la croissance mycélienne. Le traitement des semences avec du Bavistine et le lavage du sol induisent la plus petite mortalité à la prélevée (16,7 %) et à la post-levée (10,1 %).

Des sept extraits de plantes évalués, l'extrait de neem (à 20 %) a permis une inhibition de 38,8 à 55,6 % (études *in vitro*).

Parmi les agents de lutte biologique testés, *Trichoderma harzianum* a montré l'inhibition de la croissance mycélienne la plus élevée contre *R. bataticola* (58,9 %).

L'application de plusieurs traitements — extraits de plantes, agents biologiques et fongicides — fournit un effet cumulé par rapport à une seule pratique. La réduction de la maladie varie de 17 à 36,2 % en traitement unique contre 44 à 67,3 % en polythérapie : le traitement « Bavistine (2g/kg de graines) avec un extrait de neem (20 %) » est le plus efficace avec 67,3 % de réduction. Suivent les traitements « *T. harzianum* (15 g/kg de graines) avec Bavistine (54,2 %) » et « extrait de neem avec *T. harzianum* » (44 %).

Plus d'informations : Kumar *et al.*, 2011.

La fusariose ou « flétrissure fusarienne »

Les dégâts les plus importants rapportés jusqu'à présent concernent les attaques de la fusariose (Terren *et al.*, 2012 ; Zarafi et Abdulkadir, 2013). Cette maladie est causée par un champignon du genre *Fusarium*. Elle affecte non seulement le rendement mais aussi la qualité des graines. En effet, les champignons responsables produisent des mycotoxines en diverses quantités qui endommagent la qualité des graines et pénalisent la production d'huile.

Cette maladie a été signalée dans les plantations de *Jatropha* au Sénégal où elle constitue une contrainte importante à la diffusion de la culture, surtout dans les zones les plus sèches. Cette maladie apparaît principalement à la fin de la saison sèche (Mergeai *et al.*, 2011 ; Mergeai, 2013). Elle a été observée également au Mozambique, au Nigeria et en Indonésie (Ginting & Maryono, 2009). Les symptômes sont les suivants :

- Les feuilles se flétrissent et jaunissent.
- La plante finit par être complètement desséchée.
- On observe des nécroses au niveau du collet ou des racines.
- La sève ne peut plus circuler car le champignon obstrue le système vasculaire de la plante.
- La plante meurt rapidement.

La fusariose peut se développer au niveau des racines, du collet et de la tige.

- La fusariose racinaire bloque l'alimentation de la plante qui se dessèche à partir du haut. On la rencontre dans les sols trop humides.
- La fusariose du collet se développe surtout sur des plants de moins de 2 ans. Même si la tige est déjà bien développée, elle est fragilisée et risque de se casser.
- Lorsque la tige est attaquée, elle brunit et se nécrose.

Les champignons du genre *Fusarium* sont peu connus. Ils sont capables de survivre dans le sol, dans les graines ou dans les résidus de récolte laissés au champ. Les spores sont disséminées d'une plante à une autre par le vent, les systèmes d'irrigation ou les inondations. Ils se propagent rapidement d'un arbre à un autre et provoquent des dégâts importants : 25 à 50 % des plants sont affectés, mais tous ne meurent pas nécessairement. Un grand nombre d'entre eux peuvent reprendre leur croissance lors de l'hivernage suivant.

Les facteurs climatiques et agronomiques influencent leur développement :

- L'impact de cette maladie est exacerbé par le stress hydrique que subissent les plantes en fin de saison sèche. Ce stress est d'autant plus élevé que le sol est compact et que la nappe phréatique est basse (constat fait au Sénégal, Barbier *et al.*, 2012).
- Ces champignons sont à craindre par temps très chaud.
- Au Sénégal, les attaques sont favorisées dans des conditions de culture irriguée (Terren *et al.*, 2012).
- Cette maladie peut se développer à la suite d'une blessure.

Les mesures préventives à mettre en œuvre :

- pratiquer des rotations de culture et attendre 4 ans avant de replanter une culture sensible à la maladie sur un terrain qui a déjà été infecté ;
- effectuer un bon drainage de la terre pour éviter les excès d'humidité et l'aérer régulièrement ;
- utiliser du terreau neuf au moment des semis et/ou au repiquage ;
- augmenter la teneur en matière organique du sol (apport de fumier ou de compost) ;
- des pulvérisations de bouillie bordelaise semblent limiter le risque ;
- bien installer les racines lors de la plantation pour favoriser une reprise rapide du plant ;
- éviter de blesser les arbres ;
- toujours désinfecter le matériel de jardinage pour éviter toute contamination ;
- éviter de planter le *Jatropha* en interculture avec des espèces de la famille des Solanacées, (également des hôtes des espèces de *Fusarium*) ;

- utiliser des variétés résistantes.

Il n'existe pas à ce jour de traitement curatif accessible à un coût raisonnable. Toutefois, en cas d'infestation, il est conseillé d'arracher les plantes mortes et de les brûler afin de limiter la dissémination des spores par le vent ou l'infection des sols. Pour les plantes partiellement infectées, il est conseillé de couper les branches présentant des nécroses. Pour celles dont la tige est infectée, il est préconisé de la couper à 20 ou 40 cm du sol et de brûler les parties coupées. Le *Jatropha* ayant une grande capacité de reprise avec l'arrivée des pluies, les plantes coupées développeront de nouvelles ramifications saines

La cercosporose

Cette maladie se manifeste sous la forme de taches nécrotiques irrégulières brunes bien délimitées sur les feuilles. Elle a été décrite au Zimbabwe (Minengu Mayulu, 2014), en Inde et en Indonésie (Ginting & Maryono, 2009). Cinq espèces de champignons sont incriminées : *Cercospora jatrophiicola*, *C. jatrophiigena*, *Pseudocercospora jatrophae-curcas*, *P. jatrophae* et *P. jatropharum* (Machado & Pereira, 2013).

Au départ, de petites taches brunâtres irrégulières avec un halo jaunâtre apparaissent sur les feuilles, puis elles s'agrandissent, se fondent et laissent des trous caractéristiques au centre. Parfois des taches rondes noires ou brunes entourées par un anneau vert pâle se trouvent sur les deux faces des feuilles. Quand les taches grandissent, elles deviennent irrégulières, grises et entourées par une couronne brune.

Bien qu'elle puisse causer de sévères dégâts, il existe peu d'informations sur les conditions favorables, les symptômes ou le contrôle de cette maladie. Toutefois, elle peut être sévère durant la saison des pluies. Des températures comprises entre 24 et 26°C ainsi qu'une humidité relative de plus de 60 % favorisent son développement. La gestion minimale est d'enlever puis de brûler les feuilles infectées et d'éviter de fortes irrigations.

L'alternariose

Cette maladie est due à des champignons du genre *Alternaria*. *A. alternata* a été identifiée en Inde (Kumar et al., 2009 ; Hudge & Datar, 2010) et au Mexique où son impact a affecté 50 à 60 % des plantations (Los Angeles Espinoza-Verduzco et al., 2012). Cette maladie a été également observée dans des plantations de *Jatropha* en Indonésie (Ginting & Maryono, 2009), au Paraguay, au Honduras, au Nicaragua (Alonso & Lezcano, 2014), au Zimbabwe et au Kenya (Anitha & Varaprasad, 2012).

Elle se manifeste par des taches d'infection sur les deux surfaces des feuilles, en cercles concentriques, brun jaunâtre au début virant ensuite au brun foncé, démarrant à l'extrémité du limbe. La taille des taches varie entre 1 et 2 cm.

Cette maladie sévit à tous les stades de développement de la culture, avec des symptômes qui apparaissent en général lors de la saison des pluies. Elle est favorisée par une forte humidité et des températures comprises entre 16 et 20°C. Un traitement des graines par un fongicide de contact peut prévenir la première phase de son développement.

L'anthracnose

Les champignons du genre *Colletotrichum* sont connus pour infecter une large gamme d'hôtes, notamment des cultures d'importance économique (p. ex. poivre et papaye) et causer diverses maladies dont la plus courante est l'anthracnose. Le *Jatropha* semble être sensible à *C. gloesporioides*, *C. dematium* et *C. capsici* (Garba, 2012 ; Machado & Pereira, 2013).

L'anthracnose du *Jatropha* a d'abord été décrite au Soudan, aux USA et au Brésil (Anitha & Varaprasad, 2012). Elle a été récemment observée au Mexique où elle a affecté 25 % de la production (Torres-Calzada et al., 2011), en Corée du Sud (Kwon et al., 2012), au Honduras et au Paraguay (Alonso & Lezcano, 2014). Actuellement, elle est ainsi présente dans toutes les zones où le *Jatropha* est cultivé.

Les symptômes couramment observés sont des lésions nécrotiques brunes à noires de forme irrégulière qui apparaissent habituellement sur les bords des feuilles et, parfois, au centre. Ces taches peuvent présenter un halo jaune. Les lésions apparaissent d'abord sous forme de petits points isolés qui, ensuite, fusionnent jusqu'à la destruction complète des feuilles. Le fruit peut aussi être infecté, ce qui entraîne l'apparition de taches brun foncé. En plus de ces symptômes, *C. capsici* cause le chancre de la tige et la mort des semis.

Ce champignon peut survivre dans les graines, les résidus de récolte, les plantes infectées et dans le sol, comme des saprophytes. Bien que la maladie se manifeste dans diverses régions du monde, elle est plus alarmante dans les régions au climat chaud et humide.

D'après Watve *et al.* (2009), *C. gtoeosporioides* est sensible aux extraits de feuille de neem, à la carbendazime et à un de ses ennemis naturels : *Trichoderma harzianum* (cf. encart ci-dessous). Afin de réduire les risques de propagation de la maladie, une gestion préventive peut aussi être réalisée par le contrôle des mauvaises herbes, l'élagage et l'élimination des plants contaminés, et ce surtout en période des pluies. Il faut préférer une irrigation au sol plutôt qu'un arrosage aérien. De plus, les risques d'infection augmentent avec la taille ou le bouturage (du fait des plaies occasionnées).

EXEMPLE : Comment lutter contre l'antracnose ?

- Certains fongicides — carbendazime (0,1 %), propiconazole (0,1 %), difenconazole (0,1 %) et oxychlorure de cuivre (0,3 %) — permettent d'inhiber complètement la croissance et la multiplication du champignon responsable de l'antracnose.
- Parmi les extraits de plantes testés, celui issu des feuilles de neem est le plus efficace contre l'antracnose, suivi par ceux de l'ail, de la pervenche de Madagascar (*Catharanthus roseus*) et du tulsi (*Ocimum tenuiflorum*).
- Concernant l'utilisation d'agents biologiques, l'inhibition maximale a été observée avec *Trichoderma harzianum* suivi de *T. viride* et de *Bacillus subtilis*.

Plus d'informations : Watve *et al.*, 2009.

Le mildiou poudreux ou oïdium

L'oïdium, causé par *Pseudoidium jatrophae*, est décrit comme « *Oidium heveae* » au Brésil et « *Oidium jatrophae* » en Inde. Cette maladie est fréquemment observée dans les plantations de *Jatropha* de différentes régions du Brésil mais aussi dans le reste du monde (notamment : Zimbabwe, Kenya, Tanzanie, RDC, Chine, Nicaragua et Paraguay, Anitha & Varaprasad, 2012 ; Alonso & Lezcano, 2014).

Les symptômes les plus communs sont la production d'abondants mycéliums blancs ou gris sur les feuilles (principalement les plus récentes), les pétioles, les tiges, les fleurs et les fruits. Cette maladie peut aussi affecter les inflorescences, qui sont alors couvertes par des structures fongiques blanchâtres qui forment une couche semblable à de la poudre. Avec l'évolution de la maladie, les plants infectés présentent des lésions nécrotiques, provoquant la chute des feuilles, le sous-développement et la mort des bourgeons ainsi qu'une déformation des jeunes fruits.

Généralement, la maladie est favorisée par des températures chaudes, une humidité de 75 à 80 % et une lumière réduite. Au Brésil, la maladie se déclare pendant la saison sèche, apparemment sans causer de vastes pertes puisque son apparition coïncide avec la période de la défoliation naturelle des plantes.

Actuellement, il n'y a pas de fongicides recommandés, mais certaines études mentionnent que ceux à base de soufre opèrent efficacement dans le contrôle de ce champignon. Une autre mesure consiste à réguler les hôtes alternatifs, et en particulier ceux des plantes de la famille des Euphorbiaceae (Machado & Pereira, 2013).

La rouille

Cette maladie est causée par des champignons du genre *Phakopsora* (*P. jatrophicola* ou *P. arthuriana*). Découverte en 1936 au Brésil, elle a également été observée au Soudan, au Paraguay, au Mexique et à Singapour où elle a causé entre 25 et 30 % d'impact dans une plantation (Anitha & Varaprasad, 2012).

Les symptômes se manifestent sur les feuilles, initialement sous la forme de petits points chlorotiques sur la face inférieure de la feuille, puis sous forme de petites pustules protubérantes, qui, après rupture, libèrent une masse poudreuse constituée d'urédospores de couleur orange, donnant un aspect ferrugineux. Dans les infections sévères, les pustules fusionnent pour former des taches nécrotiques, brun rougeâtre, de forme irrégulière et qui peuvent détruire les feuilles. Les feuilles les plus attaquées sont situées vers la base de la plante (Alonso & Lezcano, 2014). Ce pathogène attaque de nombreuses espèces de la famille des Euphorbiacées.

Actuellement il n'existe pas de fongicides. Toutefois, certains à base de cuivre peuvent diminuer l'intensité de cette maladie. Des précautions peuvent également la prévenir : il convient ainsi de nettoyer les débris végétaux autour des plantes infectées et d'éviter une irrigation aérienne pendant la journée afin de permettre à la plante de sécher avant la nuit.

Les champignons affectant les graines de Jatropha

Le Jatropha est vulnérable à l'infection par différents champignons pathogènes capables de survivre dans les graines. Ceux-ci entraînent la réduction de la germination des graines, ainsi que leur malformation, leur décoloration, la réduction de leurs tailles et poids, ainsi que leur détérioration pendant leur stockage. Ces agents pathogènes peuvent également contribuer à la propagation de maladies sur de longues distances.

À ce jour, peu d'études abordent la pathologie des graines de Jatropha. Il n'y a par ailleurs aucune information disponible sur les pertes en graines dues à ces pathogènes. On peut cependant avancer que les principaux pathogènes sont *Macrophomina phaseolina*, *Colletotrichum capsici*, *Fusarium sp.*, *Lasiodiplodia theobromae* et *Curvularia sp.* (Machado & Pereira, 2013).

Bien qu'il n'y ait aucune recommandation pour l'utilisation de fongicides sur les graines de Jatropha, un trempage des graines peut être réalisé pendant 20 minutes dans une solution de 1 l de formaldéhyde à 40 % dilué dans 240 l d'eau. Ce traitement est indiqué pour les graines de ricin (*Ricinus communis*) mais il fonctionne aussi de manière satisfaisante pour le Jatropha. La cryoconservation ne réduit pas l'impact des champignons sur les graines de Jatropha bien que leur qualité soit préservée (Anitha & Varaprasad, 2012).

Principaux champignons affectant Jatropha curcas en Afrique subsaharienne

Maladies	Champignons	Pays	Symptômes
Pourriture du collet et/ou des racines	<i>Lasiodiplodia theobromae</i> <i>L. egyptiaca</i> , <i>L. pseudotheobromae</i> , <i>L. euphorbicola</i> , <i>L. jatrophicola</i> , <i>L. macrospora</i> , <i>L. subglobosa</i> , <i>Fusarium moniliforme</i> , <i>F. solani</i> , <i>F. oxysporum</i> <i>Phomopsis longicolla</i> , <i>Alternaria alternata</i> , <i>Neoscytalidium hyalinum</i> , <i>N. dimidiatum</i> , <i>Botryosphaeria dothidea</i> , <i>Macrophomina phaseolina</i> , <i>Nectria haematococca</i> , <i>Phytophthora sp.</i>	Kenya Mali Sénégal	Pourriture du collet Pourriture des racines Jaunissement et flétrissement des feuilles qui finissent par tomber Jaunissement du tronc et des branches basses entraînant un assèchement des branches Apparition de structures fongiques noires dans l'écorce au niveau du collet Nécroses du marron clair au noir (système vasculaire des parties infectées) Prolifération de racines adventives Le plant finit par tomber (ou il est envahi par des termites)

			Mort de la plante au bout de quelques mois.
Fusariose	<i>Fusarium sp.</i>	Mozambique Nigeria Sénégal	Jaunissement et flétrissement du feuillage Dessèchement totale de la plante Nécroses au niveau du collet ou des racines. Obstruction du système vasculaire Mort rapide de la plante
Cercosporose	<i>Cercospora sp.</i> <i>Cercospora jatrophae</i> <i>C. jatrophigena</i> <i>Pseudocercospora jatrophae-curcas</i> <i>P. jatrophae</i> <i>P. jatropharum</i>	Zimbabwe	Nécrose et présence de taches noires ou brunes sur les deux faces de la feuille
Alternariose	<i>Alternaria sp.</i>	Kenya Tanzanie Zimbabwe	Apparition de taches d'infection sur les deux surfaces des feuilles, en cercles concentriques, brun jaunâtre puis brun foncé Chute prématurée des feuilles et des fleurs Noircissement des capsules
Anthraxose	<i>Colletotrichum gloesporioides</i> <i>C. dematium</i> <i>C. capsici</i>	Soudan	Apparition de lésions nécrotiques brunes à noires de forme irrégulière sur les bords des feuilles et au centre. avec (plus ou moins) un halo jaune. Destruction complète des feuilles.
Mildiou poudreux ou oïdium	<i>Pseudoidium jatrophae</i> (<i>Oidium heveae</i> , <i>Oidium jatrophae</i>)	Kenya RDC Tanzanie Zimbabwe	Abondants mycéliums blancs ou gris sur les feuilles, pétioles, tiges, fleurs et fruits. Apparition de lésions nécrotiques provoquant la chute des feuilles, le sous-développement et la mort des bourgeons ainsi qu'une déformation des jeunes fruits.
Rouille	<i>Phakopsora jatrophicola</i> , <i>P. arthuriana</i>	Soudan	Apparition de petits points chlorotiques sur la face inférieure de la feuille, puis sous forme de petites pustules protubérantes qui, après rupture, libèrent une masse poudreuse de couleur orange

La mosaïque jaune : la plus dévastatrice des maladies virales du Jatropha

Parmi les 22 virus infectant le Jatropha, la maladie de la mosaïque jaune est la plus dévastatrice (Nigam *et al.*, 2014 ; Kumar *et al.*, 2014). Le virus à l'origine de cette maladie est un important agent pathogène qui affecte une large gamme de plantes cultivées. Il appartient aux Geminivirus du genre *Begomovirus*. Il s'agirait d'une nouvelle souche du virus de la mosaïque indienne du manioc (Machado & Pereira, 2013). Une mouche blanche — ou aleurode (*Bemisia tabaci*) — permet sa propagation rapide et efficace.

Ce virus a tout d'abord été identifié à Porto Rico, à Cuba et en Jamaïque sur *J. gossypifolia*. Cette maladie a été récemment observée au Bénin, Zimbabwe, Kenya, Tanzanie et en Chine, (Minengu Mayulu, 2014 ; Datinon *et al.*, 2013). Elle est largement répandue en Inde surtout dans les cultures intensives de Jatropha où elle est responsable de pertes importantes de rendement (jusqu'à 47 % dans le sud, Gao *et al.*, 2010).

La mosaïque du *Jatropha* montre des symptômes foliaires typiques de plantes infectées par les Gemivirus avec l'apparition d'une mosaïque jaune-vert. Les feuilles sont réduites et déformées (tendance à s'enrouler), des cloques se forment et les plantes malades se rabougrissent, deviennent chétives. Les plantes infectées présentent un entre-nœud raccourci et un retard de croissance. Elles produisent peu de fleurs et sont partiellement ou complètement stériles.

Une température de 25-35°C favorise de grandes populations des aleurodes vecteurs de ce virus. La suppression manuelle des plants infectés immédiatement après l'apparition de la maladie permet de réduire son impact (Ranga Rao *et al.*, 2010). À noter également la création de nouvelles variétés de *J. curcas* résistantes à la mosaïque grâce à la transgénèse (Gao *et al.*, 2010).

La maladie bactérienne de la tache angulaire

Au Nicaragua, la bactérie *Xanthomonas campestris* cause la maladie de la tache angulaire du *Jatropha*. Les symptômes caractéristiques sont des taches de couleur brun foncé sur les feuilles devenues angulaires. En outre, ces taches sont entourées d'un halo jaune, avec un exsudat bactérien. Dans un stade avancé de l'infection, des nécroses apparaissent avec une croissance blanchâtre au centre. La maladie limite la capacité photosynthétique de la plante et, donc, son développement (Alonso & Lezcano, 2014).

Gestion préventive des ravageurs et maladies du *Jatropha*

Connaître les ennemis du *Jatropha* : un préalable indispensable

Savoir identifier, connaître la biologie des ravageurs et des maladies, le rôle des facteurs environnementaux, l'étendue des dégâts ainsi que les options de contrôle économiquement réalisables sont des pré-requis pour initier toute stratégie de gestion des ennemis du *Jatropha*. Un suivi rapproché et une identification précoce sont alors essentiels. Pourtant ravageurs et maladies du *Jatropha* sont souvent méconnus, notamment des producteurs, du fait de l'introduction récente de cette culture (cf. encart ci-dessous).

EXEMPLE au Bénin : Une connaissance limitée des agriculteurs

Une étude réalisée dans 13 villages du Bénin (Département du Zou) a évalué la connaissance des agriculteurs des contraintes biotiques à la production de *Jatropha*. Plus de 90 % d'entre eux pensent que la production de *Jatropha* est limitée par des contraintes telles que la compétition avec les mauvaises herbes, les attaques d'insectes ravageurs ou de maladies. Ainsi, près de 99 % des producteurs ont indiqué que le *Jatropha* est endommagé par des ravageurs, y compris des termites.

Ces insectes ravageurs ont un impact économique important selon les producteurs. Pourtant, seulement 32 à 43 % d'entre eux (selon la zone) ont reconnu les principaux ravageurs sur des photos issues de la littérature. Aucun nom local n'existe. Il n'existe pas non plus de méthode de contrôle traditionnelle, ce qui souligne le manque de connaissances des producteurs en la matière. Ces derniers sont en effet informés de l'existence de ravageurs et des maladies du *Jatropha* au travers de leurs impacts uniquement.

Plus d'informations : Datinon *et al.*, 2013.

Un inventaire des ravageurs et maladies du *Jatropha* dans chaque contexte agroécologique est une étape préliminaire importante pour développer un contrôle écologique durable contre les principaux ravageurs. Peu de pays africains l'ont déjà réalisé (à notre connaissance, le Bénin, le Niger et la RDC ont inventorié certaines zones). Une approche participative associant les producteurs de

Jatropha aux inventaires permettrait de pallier leur manque de connaissances et d'être acteurs à part entière dans cette lutte.

La mise en place de méthodes de gestion de ces ravageurs doit également tenir compte de leur dynamique pour qu'elles soient efficaces (cf. encart ci-dessous).

EXEMPLE en RDC : Rôle des facteurs environnementaux sur la dynamique des ravageurs de *J. curcas*

En RDC, les effectifs des populations de chrysomèles, mineuses de feuilles et punaises à bouclier connaissent des variations saisonnières marquées en fonction des précipitations et de l'humidité relative. Ces variations agissent en effet de manière indirecte en influant sur l'état physiologique de la plante cultivée et donc sur la disponibilité des ressources alimentaires (feuilles, fleurs et fruits) pour ces insectes. Les effectifs les plus élevés sont observés pendant la période pluvieuse. L'humidité relative seule n'est pas suffisante pour prédire l'augmentation ou la diminution des effectifs de ravageurs. La température, relativement stable, n'a pas montré de corrélation significative avec les fluctuations de ces effectifs.

L'application de biopesticides et l'utilisation d'auxiliaires potentiels de culture constituent des pistes à explorer pour la production durable de Jatropha dans la région de Kinshasa. Des informations sur les paramètres biologiques des insectes ravageurs et de leurs plantes hôtes (pour l'alimentation et la ponte de ces nuisibles) sont importantes pour le développement de stratégies alternatives de contrôle qui puissent se montrer efficaces.

Plus d'informations : Minengu Mayulu, 2014.

Des pratiques culturales pour prévenir ravageurs et maladies

La gestion préventive des ravageurs et maladies du Jatropha passe par des pratiques culturales : travail du sol, associations et rotation des cultures, etc.

Des associations culturales bénéfiques

Le Jatropha est plus sensible aux ravageurs et aux maladies quand il est cultivé seul que lorsqu'il est associé à d'autres cultures annuelles. En effet, la monoculture pratiquée à grande échelle peut favoriser la pullulation des populations de ravageurs. Les associations culturales favorisent l'abondance des auxiliaires des plantes cultivées et permettent de maintenir le nombre d'insectes ravageurs à des niveaux très bas (cf. encart ci-dessous).

Les possibilités d'associations sont multiples et dépendent des objectifs de la plantation. Les cultures qui peuvent s'associer au Jatropha sont nombreuses : maïs, mil, sorgho, patate, igname, piment, arachide, niébé, cultures fourragères, etc. Ces associations ne présentent pas de contre-indications particulières, mais attention... **Toute association du Jatropha avec d'autres Euphorbiacées est à proscrire car elles ont les mêmes bioagresseurs. C'est le cas pour l'hévéa et, plus fortement encore, pour le manioc.** Le risque d'infestation de ravageurs et de transmission de pathogènes entre ces plantes et le Jatropha est réel (Garba, 2012 ; Nacro & Lengkeek, 2011).

EXEMPLE en RDC : Association « Jatropha-cultures vivrières » et ravageurs

Une expérience réalisée sur le Plateau des Batéké près de Kinshasa a évalué l'impact de l'association du Jatropha avec des cultures vivrières à cycle court (maïs et soja) dans un couvert permanent de *Stylosanthes guianensis*. La rotation « maïs-maïs-soja » en culture pure a été comparée à 12 systèmes de culture incluant le Jatropha : (1) association du Jatropha avec *S. guianensis*, (2) des plantations de *J. curcas* avec différentes densités (3 333, 2 500 ou 1 667 arbustes/ha), (3) association du Jatropha avec une culture annuelle à cycle court (rotation maïs-maïs, soja).

Les dégâts causés par la chrysomèle et la mineuse des feuilles, principaux insectes ravageurs du *Jatropha* de la région, sont plus importants dans les parcelles où *J. curcas* est en culture pure. La couverture du sol avec *S. guianensis* ainsi que la densité de plantation de *J. curcas*, ne montrent pas d'effets significatifs sur les dégâts causés par les ravageurs. L'impact de la chrysomèle dans les parcelles en association avec du maïs et du soja ne dépasse pas 45 % alors qu'il est supérieur à 60 % dans celles en culture pure. Les dégâts de la chrysomèle sont plus importants que ceux de la mineuse des feuilles.

L'association de *J. curcas* avec maïs et soja limite donc les attaques de ses principaux ravageurs. Il reste à vérifier si cette association serait aussi efficace contre d'autres ravageurs. Des attaques ponctuelles d'une punaise (*Calidea sp.*) ont en effet été observées dans des plantations de *J. curcas* installées dans cette zone.

Plus d'informations : Minengu Mayulu, 2014.

Un entretien des parcelles indispensable

Les attaques de ravageurs et de maladies peuvent être limitées par l'entretien des parcelles. Pour cela, il est conseillé de (Nacro et Lengkeek, 2011) :

- travailler dans un environnement propre : éviter d'utiliser le lit de vieilles pépinières de cultures maraîchères comme la tomate (risque d'infestation par *Fusarium*) ;
- éviter d'arroser abondamment les pépinières afin de minimiser le risque de pourriture des plants à cause de champignons pathogènes ;
- utiliser de la semence de bonne qualité : bonne maturité physiologique, bien formée, bien séchée et jeune ;
- toujours désinfecter le matériel de travail notamment celui servant à la taille ;
- planter des arbres d'une large diversité génétique : la semence devrait provenir de plusieurs plantes vigoureuses et de plusieurs régions géographiques afin d'obtenir une grande diversité génétique, ce qui réduit le risque d'infestation par les prédateurs ;
- faire des prélèvements de plants sains et robustes dans le cas du bouturage. Des boutures prélevées sur des plants malades peuvent propager des maladies et des insectes ;
- utiliser des plants élevés en pépinière au lieu de boutures autant que possible. Les plants qui proviennent de pépinière sont plus vigoureux grâce à leur racine pivotante ;
- éviter de récolter de la semence d'arbres malades ;
- promouvoir les cultures intercalaires et dispersées car une plantation pure et concentrée sur un espace réduit pourrait souffrir d'une forte infestation (maladies et insectes) ;
- promouvoir toute bonne pratique agricole ou forestière qui permet d'obtenir des plants vigoureux susceptibles de résister aux différents stress du milieu ;
- surveiller les plantations à travers des observations régulières afin de prévenir des infestations graves d'insectes et/ou de maladies. Une méthode de contrôle mécanique consiste à collecter les œufs et larves en vue de leur destruction, ce qui permet de réduire les populations de ravageurs, moyennant toutefois d'importants efforts humains.

L'installation de pièges lumineux tout autour de la parcelle peut réduire le nombre de femelles gravides sur les plants. Le problème de cette méthode est qu'elle est non sélective et peut détruire des insectes non ciblés ou auxiliaires.

ZOOM : Des conseils utiles en fonction du type d'insecte nuisible...

Ces conseils sont basés sur des observations réalisées à l'ICRISAT en Inde. Les insectes ravageurs du *Jatropha* peuvent être classés en 3 catégories :

Les mangeurs de feuilles (p. ex. mineuse de feuilles ou de tige) peuvent faire l'objet de :

- Suivi intensif
- Utilisation d'insecticide sélectif
- Pulvérisations d'insecticide à base de neem pour minimiser la ponte
- Installation de pièges lumineux dans la plantation
- Définition du rôle des ennemis naturels et augmentation de la population

Les suceurs de sève (p. ex. les cochenilles *Coccus hesperidum*, *Paracoccus marginatus*, les punaises *Scutellera nobilis*, *Chrysocoris purpureus*, les acariens *Tetranychus* sp., etc.) peuvent être contrôlés efficacement grâce à :

- l'application de carbosulfan (1 ml dans 3 l d'eau), de monocrotophos (1,5 ml/l) ou d'imidaclopride (1 ml dans 3 l) lors de la formation de fruits ;
- la surveillance constante de la présence de cochenilles pour en endiguer la propagation ;
- la taille des branches infestées (immédiatement après la première apparition de ravageurs) et leur destruction par brûlage ;
- (en cas d'infestation par des acariens) l'application d'acaricides tels que le soufre mouillable (1 mg/l) ou le kelthane (2 ml/l d'eau) ;
- une forte aspersion hebdomadaire d'eau, qui peut empêcher leur accumulation. Les acariens en effet sont facilement délogés de la surface des feuilles avant qu'ils ne commencent à construire une toile.
- (lorsque l'infestation est bien établie) l'application d'un insecticide systémique comme le monocrotophos ou le diméthoate. Ceux-ci sont en effet efficaces dans la gestion de la propagation de cochenilles, notamment à leur stade nymphal. La lutte devient ensuite ardue lors des autres étapes de la vie.

Les ravageurs des sols (p. ex. termites *Odontotermes formosanus*) :

- assainir le terrain ;
- ne jamais laisser des termitières s'établir près des cultures ;
- appliquer de façon localisée, à la base des plantes et après la saison des pluies, des insecticides tels que le chlorpyrifos (5 ml/l d'eau) ;
- appliquer des insecticides en granules comme le carbofuran 3 G (10 gms par plante) ;
- protéger les plantes des blessures et prodiguer des soins appropriés aux cultures : élimination des termitières à proximité des champs, suppression des branches mortes afin de tenir les termites éloignées ;
- appliquer du paillis organique dans l'espace d'interculture pendant la saison sèche afin de garder les termites éloignées ;
- appliquer périodiquement et de manière localisée des insecticides à la base de la plante afin de gérer efficacement les invasions de termites.

Vers une production durable de Jatropha ?

Les ravageurs et maladies du Jatropha constituent une des importantes contraintes au développement de sa culture en Afrique et ailleurs dans le monde. Il est courant de constater de telles contraintes quand des plantes sauvages sont domestiquées comme c'est le cas du Jatropha, dont la culture commerciale est récente. Il est probable que la pression due à ces bioagresseurs augmentera avec l'extension des surfaces cultivées, d'autant plus s'il s'agit de monoculture.

Compte tenu de l'importance des dégâts qu'ils occasionnent, le développement de méthodes de gestion intégrée de ces bioagresseurs est une nécessité afin d'assurer la production durable de Jatropha : meilleure connaissance des ravageurs, des maladies et de leurs symptômes, évaluation des dégâts occasionnés, compréhension des conditions environnementales favorables à ces bioagresseurs, sélection de plantes résistantes/tolérantes, identification et élevage de la faune auxiliaire, utilisation raisonnée des insecticides par une meilleure connaissance des seuils de nuisance, identification des matières actives les plus adéquates, etc. Le développement de programmes de protection phytosanitaire adaptés au contexte local et à la zone agro-écologique doit, dans ce contexte, être envisagé dans un avenir proche.

Des réactions ou des questions sur ce document ? Prenez contact avec le réseau JatroREF !

Laure Steer, animatrice du réseau, l.steer@iram-fr.org

Réseau animé par **iram** en partenariat avec



et avec l'ANADEB, la DGE Bénin et le CERPA Zou Collines (Bénin)



Le contenu de cette publication relève de la seule responsabilité du projet JatroREF et ne peut aucunement être considéré comme reflétant le point de vue de l'Union européenne ni des autres partenaires financiers