

LISTE DES ABREVIATIONS

%	: pourcentage
&	: et ou and
° C	: degré Celsius
ATP	: Acide Triphosphorique
ANOVA	: Analyse of variance
cm	: centimètre
CO₂	: gaz carbonique
et al.	: <i>et alter</i> : et les autres ; et les collaborateurs
etc.	: <i>et caetera</i>
g	: gramme
g.L⁻¹	: gramme par litre
h	: heure
ha	: hectare
H₂SO₄	: Acide sulfurique
Kg	: Kilogramme
M	: molaire
mm	: millimètre
mn	: minute
Mpa	: Mégapascal
MS	: Milieu de Murashige et Skoog
MS/2	: milieu MS dont les macro-éléments sont dilués de moitié
NaOCl	: hypochlorite de sodium
O₂	: dioxygène
pH	: potentiel Hydrogène
ROS	: Reactive oxygen species
s	: seconde
TTC	: Chlorure 2, 3, 5 Triphényl-Tétrazolium

LISTE DES ACRONYMES ET DES SIGLES

- C.S.E.** : Centre de suivi écologique.
- F.A.O.** : United Nations for Food and Agriculture Organization.
(Organisation des Nations Unies pour l'Alimentation et l'Agriculture)
- N.A.S** : National Academy of Sciences (USA).
- U.C.A.D.** : Université Cheikh Anta Diop de Dakar (Sénégal).
- VIH** : virus d'immuno-déficience humaine

LISTE DES ANNEXES

Annexe 1. Répartition géographique de 5 espèces d'Annonacées : 1. *A. cherimola* ; 2. *A. muricata* ; 3. *A. reticulata* ; 4. *A. senegalensis* ; 5. *A. squamosa*.

Annexe 2. Surfaces (ha) de terres détruites par les feux saisonniers au Sénégal de 1996 à 2002.

Annexe 3. Types de disposition des plantes dans une plantation d'Annonacées.

LISTE DES FIGURES

Figure 1. Evolution des taux de germination de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacée (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

Figure 2. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

Figure 3. Evolution pendant 30 jours des taux de germination de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

Figure 4. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.

Figure 5. Evolution des taux de germination de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.

Figure 6. Evolution des taux d'infection de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacée (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées au chlorure mercurique en fonction du traitement.

Figure 7. Evolution pendant 30 jours des taux de germination de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.

Figure 8. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.

Figure 9. Evolution pendant 30 jours des taux de germination de graines de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) en fonction du temps de trempage dans du H₂SO₄ (95 %).

Figure 10. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) en fonction du temps de trempage dans du H₂SO₄ (95 %)

Figure 11. Evolutions des taux de germination en fonction du temps de suivi de 3 espèces d'Annonacées (*A. muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis*) à différentes températures.

Figure 12. Taux de germination maximal obtenu après 30 jours selon la température chez 3 espèces d'Annonacées (*A. muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis*)

Figure 13. Evolution des taux de germination en fonction des conditions de luminosité de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) pendant 30 jours.

LISTE DES PLANCHES

Planche 1. Quelques pieds de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Planche 2. Aspects de certains organes de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Planche 3. Aspect des graines de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Planche 4. Caractéristiques botaniques de quelques parties de la plante chez l'Attier (*Annona squamosa* L.)

Planche 5. Caractéristiques botaniques de quelques parties de la plante chez le Dugor (*Annona senegalensis* Pers.)

Planche 6. Caractéristiques botaniques de quelques parties de la plante chez le Corossolier (*Annona muricata* Linn.).

Planche 7. Aspects des graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Planche 8. Graines non scarifiées germées après 30 jours de mise en culture chez 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Planche 9. Graines décortiquées germées après 30 jours de mise en culture chez 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1. Evaluation de la coloration topographique des graines par groupe (Moore, 1985).

Tableau 2. Durées de trempages dans l'hypochlorite de sodium (8°) de semences non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Tableau 3. Durées de trempages dans l'hypochlorite de sodium (8°) de semences décortiquées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Tableau 4. Durées de trempage dans le chlorure mercurique (1‰) de semences non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Tableau 5. Durées de trempage dans le chlorure mercurique (1‰) de semences décortiquées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Tableau 6. Durées de trempage dans l'acide sulfurique (95 %) de semences de 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Tableau 7. Test de viabilité réalisé sur des lots de graines des 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Tableau 8. Moyennes des pourcentages de germination des lots de graines en fonction de la température après 30 jours de mise en culture chez *A. muricata*.

Tableau 9. Moyennes des pourcentages de germination des lots de graines en fonction de la température après 30 jours de mise en culture chez *A. squamosa*.

Tableau 10. Moyennes des taux de germination des lots de graines en fonction de la température après 30 jours de mise en culture chez *A. senegalensis*.

Tableau 11. Moyennes des taux de germination en fonction des conditions photopériodiques chez *A. muricata* après 30 jours de mise en culture.

Tableau 12. Moyennes des taux de germination en fonction des conditions photopériodiques chez *A. squamosa* après 30 jours de mise en culture.

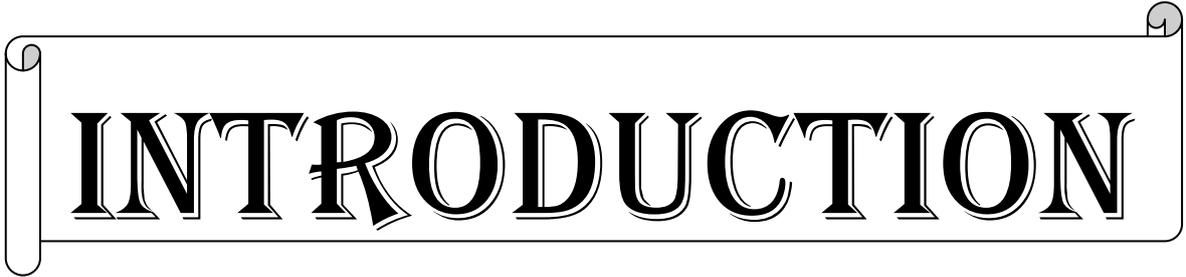
Tableau 13. Moyennes des taux de germination en fonction des conditions photopériodiques chez *A. senegalensis* après 30 jours de mise en culture.

TABLE DES MATIERES

	<u>Pages</u>
INTRODUCTION	1
1. Contexte.....	1
2. Problématique.....	1
3. Objectifs.....	2
REVUE BIBLIOGRAPHIQUE	3
I. GENERALITES ET CARACTERISTIQUES BOTANIQUES	3
1. Classification.....	3
1.1. Taxonomie.....	3
1.2. Synonymie.....	4
1.2.1. Synonymes latins.....	4
1.2.2. Noms communs.....	5
1.2.3. Noms vernaculaires.....	7
1.3. Descriptions botaniques.....	7
2. Ecologies et répartitions géographiques.....	13
2.1. Ecologies.....	13
2.1.1. Physiographie et climat.....	13
2.1.2. Sols.....	15
2.1.3. Phénologie.....	16
2.2. Répartitions géographiques.....	16
3. Biologie de la reproduction.....	17
4. Utilisations fonctionnelles et propriétés chimiques.....	18
4.1. Utilisations alimentaires et exploitation industrielles.....	18
4.2. Propriétés pharmacologiques et chimiques.....	19
5. Méthodes de propagation.....	20
5.1. Propagation sexuée.....	20
5.2. Propagation végétative.....	21
6. Gestion des arbres.....	21
II. GERMINATION	23
1. Définitions.....	23
1.1. Semences.....	23
1.2. Graines.....	23
1.2.1. Origine et composition de la graine.....	23
1.2.2. Évolution de la graine : l'état de vie ralentie des semences.....	24
1.2.3. Les différents types de graines.....	24
1.2.4. Conditions de conservation des graines.....	24
2. Germination.....	25
2.1. Etapes physiologiques de la germination.....	26
2.2. Influence de facteurs externes sur la germination.....	27
2.2.1. L'eau.....	27
2.2.2. L'oxygène.....	27
2.2.3. La température.....	28
2.2.4. La lumière.....	28

3. Inaptitudes à la germination.....	29
3.1. Inhibitions ou dormances tégumentaires.....	30
3.2. La dormance embryonnaire.....	30
3.3. Avantages et inconvénients de la dormance.....	31
3.4. Méthodes de levée des inhibitions tégumentaires.....	31
3.5. Méthodes de levée de la dormance embryonnaire.....	32
MATERIEL ET METHODES.....	34
1. Origine des semences.....	34
2. Test de viabilité.....	34
3. Prétraitements.....	35
3.1. Traitement à l'eau de Javel.....	35
3.1.1. Graines non scarifiées.....	35
3.1.2. Graines décortiquées.....	35
3.2. Traitement au chlorure mercurique.....	36
3.2.1. Graines non scarifiées.....	36
3.2.2. Graines décortiquées.....	36
3.3. Traitement à l'acide sulfurique.....	36
4. germination <i>in vitro</i>	36
5. Influences de la température et la lumière.....	37
5.1. Influence de la température.....	37
5.2. Influence de la lumière.....	37
6. Analyse statistique.....	38
RESULTATS.....	42
1. Test de viabilité.....	42
2. Traitement à l'eau de javel.....	42
2.1. Graines non scarifiées.....	42
2.1.1. Temps de latence.....	42
2.1.2. Taux de germination et d'infection.....	42
2.2. Graines décortiquées.....	47
2.2.1. Temps de latence.....	47
2.2.2. Taux de germination et d'infection.....	47
3. Traitement au chlorure mercurique.....	51
3.1. Graines non scarifiées.....	51
3.1.1. Temps de latence.....	51
3.1.2. Taux de germination et d'infection.....	51
3.2. Graines décortiquées.....	55
3.2.1. Temps de latence.....	55
3.2.2. Taux de germination et d'infection.....	55
4. Traitement à l'acide sulfurique.....	60
4.1. Temps de latence.....	60
4.2. Taux de germination et d'infection.....	60
5. Influence de la Température et de la lumière.....	64
5.1. Influence de la température.....	64
5.1.1. Temps de latence.....	64
5.1.2. Taux de germination.....	64
5.2. Influence de la lumière.....	68
5.2.1. Temps de latence.....	68

5.2.2. Taux de germination.....	71
DISCUSSION.....	73
1. Test de viabilité.....	73
2. Prétraitements.....	73
2.1. Désinfection.....	73
2.2. Scarification.....	75
3. Influences de la température et de la lumière.....	77
3.1. Influence de La température.....	77
3.2. Influence de la lumière.....	77
CONCLUSION ET PERSPECTIVES.....	79
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	82
ANNEXES.....	96



INTRODUCTION

INTRODUCTION

1. Contexte

Les Annonacées sont des arbres ou arbustes qui poussent dans les régions tropicales (Arbonnier, 2000). Certaines espèces sont retrouvées au niveau des régions tempérées (Donadio, 1997 ; Silva & Silva, 1997). Originaires de l'Amérique tropicale (Bejoy & Hariharan, 1992), *Annona muricata* et *Annona squamosa* sont aujourd'hui cultivées dans les pays à climats chauds (Campbell & Phillips, 1983; Nair *et al*, 1984 ; Georges, 1985; Georges & Nissen, 1987). Elles font partie des rares espèces d'Annonacées produisant des fruits comestibles aujourd'hui domestiquées (Ochse *et al*, 1974). *Annona senegalensis* est retrouvée à l'état sauvage dans les sous-bois des savanes arborées soudaniennes ainsi que dans les sables para-littoraux en Afrique occidentale (Kerharo, 1973). Elles ont une grande importance socio-économique et pharmacologique. Leurs fruits charnus sont comestibles (Maheshwari & Singh, 1965; Popenoe 1974 ; Georges & Nissen, 1993) et sont très prisés par les populations locales tandis que leurs feuilles, leurs écorces et leurs racines sont très utilisées dans la médecine traditionnelle pour soigner beaucoup de maladies comme les dermatoses, diarrhées, paludisme etc. (Raponda-Walker & Sillans, 1961 ; Kerharo, 1973 ; Burkill, 1985).

2. Problématique

En zone sahélienne africaine, on assiste à une dégradation graduelle des écosystèmes du fait aussi bien de facteurs climatiques comme la sécheresse que de facteurs anthropiques (Richard, 1990 ; Michel, 1990 ; Cissé & Touré, 1991 ; Grouzis & Albergel, 1991 ; Mainguet, 1991 ; Pointie & Gaud, 1992). Selon Olivry (1983) et Le Borgne (1990), la sécheresse est persistante au Sénégal depuis une trentaine d'années. Elle se caractérise par sa durée, son intensité et son extension exponentielle (Akpo, 1998). Elle affecte gravement l'environnement du Ferlo à la Basse Casamance (Fall, 2006). Il s'y ajoute des feux de brousse fréquents (Annexe II) durant les saisons sèches de plus en plus longues (CSE, 2005). Tout ceci affecte gravement aussi bien des espèces sauvages telle *Annona senegalensis* que des espèces cultivées comme *Annona squamosa* et *Annona muricata* dont la culture n'est pas encore très développée au Sénégal. C'est une culture vivrière destinée uniquement à alimenter le marché local. Selon Deroin (1989), *Annona senegalensis* est une espèce savanicole soumise aux feux de brousse. Durant la saison sèche ceux-ci sont fréquents dans les savanes soudano-sahéliennes (CSE, 2005) où cette espèce est très fréquente.

De plus, tous les organes de ces plantes sont utilisés (fruits, feuilles, racines, écorces, graines...). Une forte pression est donc exercée sur ces espèces qui deviennent menacées. Leur propagation se fait, au Sénégal, par les méthodes conventionnelles tel que l'ensemencement de graines (Campbell & Philips, 1983 ; Bejoy & Hariharan, 1992) méthode très lente et coûteuse même si le taux de germination (environ 90%) reste appréciable pour *Annona squamosa* (Rasai *et al*, 1994). Ce taux est moins important chez *A. muricata* variant souvent entre 50 et 70 %. La culture de *Annona squamosa* et *Annona muricata* se fait dans de petits jardins au niveau des Niayes et en Casamance. C'est donc une culture qui n'est pas assez développée pour permettre d'alimenter convenablement le marché en fruits d'une part et de supporter cette forte pression exercée sur ces espèces du fait de leurs utilisations d'autre part. La domestication d'*Annona senegalensis*, devenue indispensable pour la survie de cette espèce, passe par une bonne connaissance de ses caractéristiques physiologiques (reproduction, germination...) et écologiques. Cette espèce n'est retrouvée qu'à l'état sauvage au Sénégal. En dépit de leur importance économique certaine, il se pose le problème de la régénération de ces espèces.

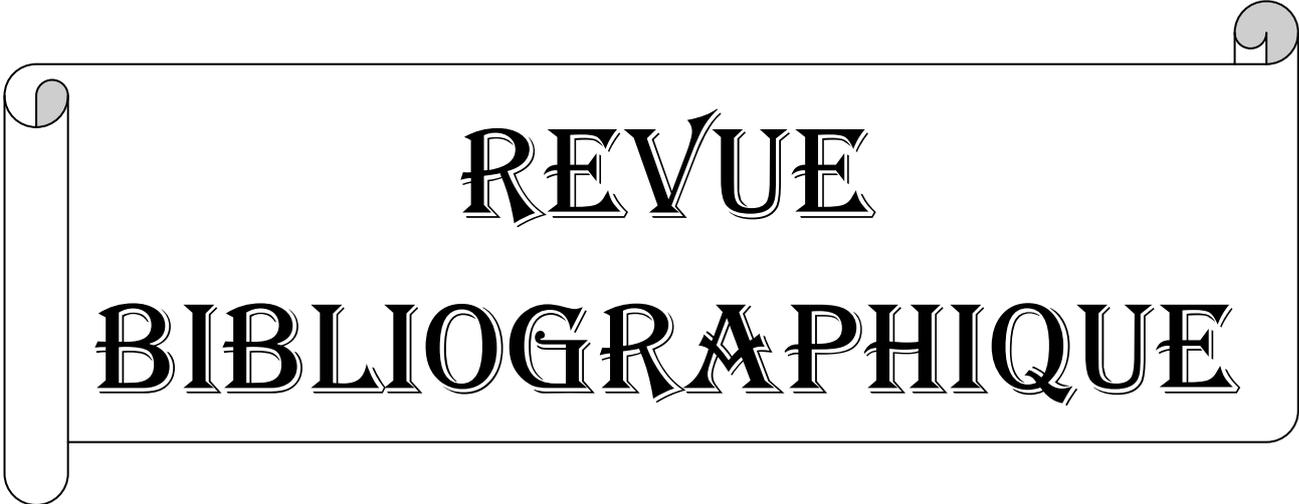
3. Objectifs

L'objectif principal est d'apporter une contribution au développement de la culture de ces espèces au Sénégal par le biais des méthodes de multiplication végétative *in vitro*. Pour nos présents travaux de D.E.A, nous nous intéressons à l'étude de leurs capacités germinatives *in vitro*. Il s'agira, en effet de déterminer les conditions optimales de germination *in vitro* pour chaque espèce.

En premier lieu, nous avons cherché à déterminer le meilleur désinfectant et la meilleure procédure de scarification afin de pouvoir obtenir les meilleurs traitements permettant d'avoir les taux de germination les plus élevés possible.

Ensuite, nous avons essayé de déterminer l'influence de certains facteurs exogènes telle que la lumière et la température sur la germination de ces espèces.

Enfin, les résultats obtenus seront analysés et discutés à la lumière des données bibliographiques, ce qui nous permettra de tirer des conclusions et de dégager des perspectives.



REVUE
BIBLIOGRAPHIQUE

REVUE BIBLIOGRAPHIQUE

I. GENERALITES ET CARACTERISTIQUES BOTANIQUES

1. Classification

1.1. Taxonomie

Elle est réalisée selon la classification de Cronquist (1981) dans le *magnum opus* “ *An Integrated System of Classification of Flowering Plants* ”. Celle-ci est basée sur des critères morphologiques, anatomiques et chimiques.

Règne : *Plantae*

Sous-règne : *Tracheobionta*

Embranchement : *Magnoliophyta (Angiospermes)*

Classe : *Magnoliopsida (Dicotylédones)*,

Sous-classe : *Magnoliidae*

Ordre : Magnoliales

Famille : *Annonaceae*

Genre : *Annona*.

Noms communs	Corossolier	Pomme cannelier ou Attier	Dugor
Noms d'espèce	<i>muricata</i> L.	<i>squamosa</i> L.	<i>senegalensis</i> Pers.

Les Annonacées sont une famille de Dicotylédones assez primitives (Deysson; 1976). Elles sont très proches des Magnoliacées dont elles ne diffèrent que par la structure de la graine qui possède un albumen ruminé chez les Annonacées (Deysson, 1976). Certains auteurs adoptent une subdivision de la famille en 2 sous-familles : les Annonoidées qui ont des carpelles libres arrangées en spirale et les Monodoroidées qui ont des carpelles soudées arrangées de manière cyclique (Scheldeman, 2002).

Le nom générique *Annona* du genre proviendrait de la latinisation, par Linné, du mot d'origine Taino *Annon* qui signifierait "pomme" ou serait une dédicace à Jean Jacques d'Annone (1728/1804). Les Taínos sont une ethnologie amérindienne qui occupait les grandes Antilles à l'arrivée des Européens au XV^{ème} Siècle.

Selon Lizana & Reginato (1990), ce terme signifierait en Latin « moisson annuelle ».

Le mot *muricata* de l'espèce chez le corossolier provient du latin *muricatus* (garni de petites pointes) allusion aux pointes que porte la surface du fruit (couvert d'épines molles).

Le nom d'espèce (*squamosa*) de l'attier (Pomme cannelier) se rapporte à l'aspect du fruit qui est recouvert de protubérances ressemblant à des écailles. L'annone du Sénégal, quant à elle, a été identifiée d'abord au Sénégal d'où son nom d'espèce.

Le nombre de genres et d'espèces de la famille fait l'objet d'un débat. Pour beaucoup d'auteurs, la famille des Annonacées est la plus importante numériquement (avec celle des Lauracées) de l'ordre avec plus de 2100 espèces réparties dans 122 genres (Le bœuf *et al.*, 1975 ; Gausson *et al.*, 1982 ; Guignard, 1994). Fries (1959), cité par Geurtz (1981), répertoriait 119 genres et plus de 2000 espèces tandis que Popnoe (1974a) décrivait 40 à 50 genres et plus de 500 espèces. Quant à Mabberly (1990), il estime qu'il y a 2500 espèces et 140 genres. Selon Geurts (1981), 109 des 119 genres répertoriés par Fries (1959) sont originaires de l'Amérique tropicale et les 10 autres de l'Afrique. Toutes les espèces domestiquées sont originaires de l'Amérique.

Le genre contiendrait entre 100 et 150 espèces d'arbres ou de buissons tropicaux (<http://fr.wikipedia.org/wiki/Annona>). C'est le plus important, numériquement, de la famille avec les genres *Guatteria* (250 espèces) et *Duguetia* avec 100 espèces environ (Chatrou, 1999). Les espèces commerciales connues appartiennent toutes aux genres *Annona* et *Rollinia* (Sanewski, 1991). *Annona squamosa* L. a longtemps été confondue avec *Annona reticulata* L. avec qui elle avait le même nom commun en anglais et qui est une espèce hybride entre *Annona squamosa* L. et *Annona cherimola* mill. (Morton, 1987).

1.2. Synonymie

1.2.1. Synonymes latins

***Annona muricata* L. :** *Annona bomplandiana* HBK ; *Annona cearensis* Barb. Rodr, *Annona macrocarpa* Werk; *Guanabanus muricatus* Gomez.

(<http://www.plantencyclo.com/corossolier>), *Annona muricata* var *borinquensis* Moralès.

***Annona senegalensis* Pers** : *Annona chrysophylla* Boj, *Annona arenaria* Thonn. *Annona chrysophylla* Var. *latifolia* Oliv. . (Lebrun & Stork, 1991; 1992 ; Arbonnier, 2000); *Annona senegalensis* Var *deltoïdes* Robyns & Ghesq. (Hutchinson & Dalziel, 1954), *Annona porpetac* Bail, *Annona senegalensis* Var *porpetac* Bail. Wild (Bailey, 1949).

***Annona squamosa* L**: *Annona asiatica* L., *Annona cinerea* Dunal., *Guanabanus squamosa* Gomez., (Léon, 1987).

1.2.2. Noms communs

***Annona senegalensis* Pers.**

Français : pomme-cannelle du Sénégal ; annone du Sénégal ; annone africaine;
 Anglais : wild soursop; sweetsop; wild custard apple
 Portugais : mambumba
 Arabe : gishta gaba
 Kiswahili : mchekwa

***Annona muricata* L.**

Français : corossolier ; cachimantier ; corossolier ; grand corossolier ; corossolier épineux
 Anglais : soursop ; graviola
 Créole : pinha
 Portugais : graviola
 Espagnol : guanabana ; mamon (Philippines)
 Allemand : zuurzak
 Tamoul : pullupala
 Malaisien : durian belanda

***Annona squamosa* L.**

Français : attier ; pomme cannellier ; annone écaillée
 Anglais : sweetsop ; custard apple ; sugar apple
 Portugais : ata ; pinha or fruta do conde ;
 Espagnol : saramuya (Mexique) ;
 Malaisien : nona sri kaya
 Hindou : aatoa; Shariffa; Sitaphal
 Bengali : sita pandu
 Thaï : noina



Planche 1. Quelques pieds des 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

A₁. Jeunes pieds d'*A. muricata*

A₂. Plantes adultes d'*A. muricata*

B₁. Jeunes pieds d'*A. squamosa* dans une plantation.

B₂. Attier (*A. squamosa*) de grande taille.

C₁. Plante naine adulte d'*A. senegalensis* sur sable côtier.

C₂. Plante adulte d'*A. senegalensis* poussant près des habitations à la campagne.

1.2.3. Noms vernaculaires

Annona senegalensis Pers.

Wolof	: digor; dugor; dugur
Peulh	: dukumé; dukumi; dugumé
Sérère	: dôg ; dôb ; ndôb ; mdôb
Diola	: fulölok; futotok; hulolok; blölof,
Mandingue	: sumkum; suñ kuo
Bambara	: dâha, dâka, madé –susu

Annona muricata L.

Peulh	: dukumé porto
Sérère	: ndéléSOR
Niominka	: ndéléSOR
Malinké	: toubabousouzou
Baoulé	: amlon

Annona squamosa Linn.

Malinké	: souzou
---------	----------

Annona muricata et *A. squamosa* étant des espèces introduites en Afrique (Berhaut ; 1967), sont généralement appelées par leur noms communs en français ou en anglais selon les zones (qui peuvent être plus ou moins déformés) chez la plupart des ethnies locales contrairement à *Annona senegalensis*.

1.3. Description botanique

Comme la plupart des Annonacées, ces 3 espèces sont des petits arbres de jardin (corossolier et attier) ou arbustes sauvages (dugor) hauts de 1 à 3m pouvant atteindre exceptionnellement 4 m. Selon Arbonnier (2000), chez *Annona muricata* cette taille peut aller jusqu'à 6 voir 8 m de haut (Planche 1).

Elles ont une cime irrégulière avec des branches assez basses, chez l'attier et le corossolier (NAS, 1975) à très basses chez l'annone du Sénégal même si le corossolier présente, dans certaines régions, un tronc droit (Pinto & Silva ,1996). La tige peut atteindre 28 cm de diamètre chez *Annona senegalensis* (FAO, 1983, 1988).



Planche 2. Aspect de certains organes des 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

A₁. Fleur d'*A. muricata* sur une tige

A₂. Branche portant un fruit immature et des feuilles chez *A. muricata*

B₁. Fleur d'*A. squamosa*

B₂. Rameau et branches portant des fruits immatures et des feuilles d'*A. squamosa*

C₁. Branches portant des fleurs et des feuilles d'*A. senegalensis*

C₂. Fruit mûr d'*A. senegalensis*



Planche 3. Aspect des graines des 3 espèces d'Annonacées : *Annona muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis*.

A₁ & A₂. Graines d'*A. muricata*.

B₁ & B₂. Graines d'*A. squamosa*.

C₁ & C₂. Graines d'*A. senegalensis*.

A₁, B₁, C₁. Graines entières.

A₂, B₂, C₂. Graines décortiquées.

Comme la plupart des Annonacées, elles ont une écorce gris-brune, souvent rugueuse et ondulée (Léon, 1987). Chez *Annona muricata*, elle a des bourgeons aigus.

Les rameaux sont gris à bruns plus ou moins pubescents. Chez le pomme-canellier et le corossolier ils sont lenticellés (Planche 2).

Le système racinaire est constitué de racines transversales abondantes et une racine principale pas aussi développée que chez certaines espèces fruitières tropicales telle que le manguier (*Mangifera indica* L.).

Les feuilles :

- *Annona muricata* : les feuilles sont simples, entières, distiques, persistantes, épaisses, luisantes sur la face supérieure (Planche 2 et 6). Le limbe, glabre, obovale, plus ou moins acuminée est long de 10 à 15 cm, large de 4 à 6 cm avec une base en coin court et un sommet en pointe assez obtuse. Le limbe est plus large dans le tiers supérieur et a 7 à 10 nervures latérales fines peu saillantes dessous. Le pétiole, court, est long de 5 à 10 mm et finement canaliculé (Berhaut, 1975).

- chez *Annona senegalensis*, elles sont alternes, glauques, largement ovales ou oblongues, de 7 à 20 cm de long et 6 à 12 cm de large (Planches 2 et 5). Odorantes au froissement, elles ont un limbe à base arrondie ou légèrement rentrante, sommet arrondi en coin obtus. Dessous finement pubescent, au moins à l'état jeune et plus clair (Berhaut, 1975).

- chez *Annona squamosa*, les feuilles sont entières, simples, vertes, alternes, glabres, glauques et odorantes au froissement (Planches 2 et 4). Le limbe est long de 5 à 14 cm et large de 2 à 6,5 cm. Elle est ovale ou oblongue courtement arrondie ou cunéiforme à la base et pointue au sommet. Elle est criblée de petits points translucides avec une nervure principale pennée et saillante en plus de 5 à 10 paires de nervures secondaires pubescentes dessus, au moins dans le jeune âge. Le pétiole est court et mesure 5 à 15 mm de long. Il est épaissi à la base et aminci sur la moitié ou les 2/3 supérieurs (Berhaut, 1975).

Les fleurs :

Chez les Annonacées, la fleur est spiralo-cyclique, hétérochlamyde, dialypétale, trimère et actinomorphe.

- Chez *Annona muricata*, les fleurs viennent sur le tronc et les grosses branches. Elles sont formées de 3 grands pétales externes charnus, épais, valvaires, triangulaires, longs avec une largeur de 15 à 25 mm. Les pétales internes sont plus petits que les externes (planches 2 et 6).

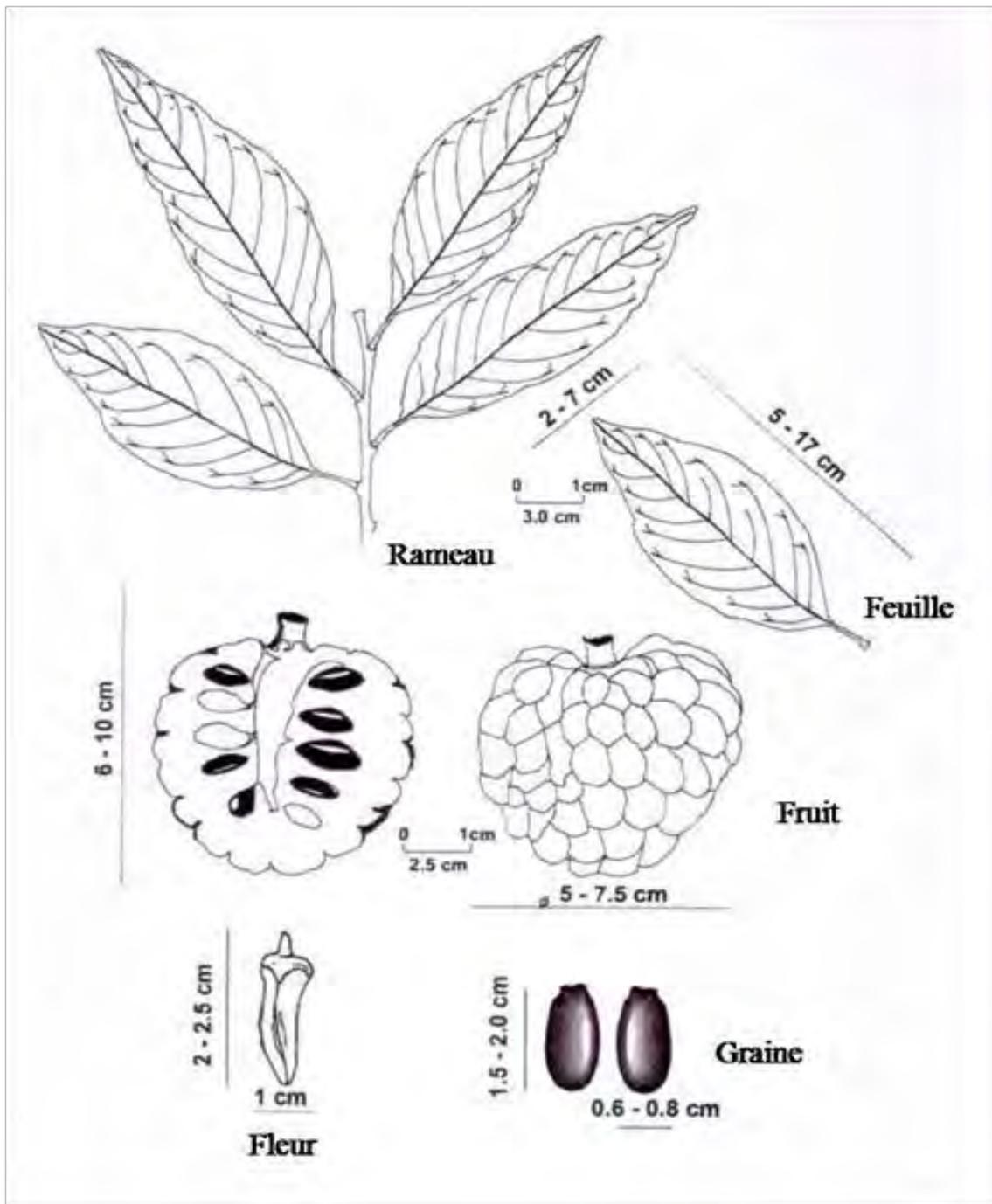


Planche 4. Caractéristiques botaniques de quelques parties de la plante chez l'Attier (*Annona squamosa* L.)

Source : Pinto *et al* (2005)

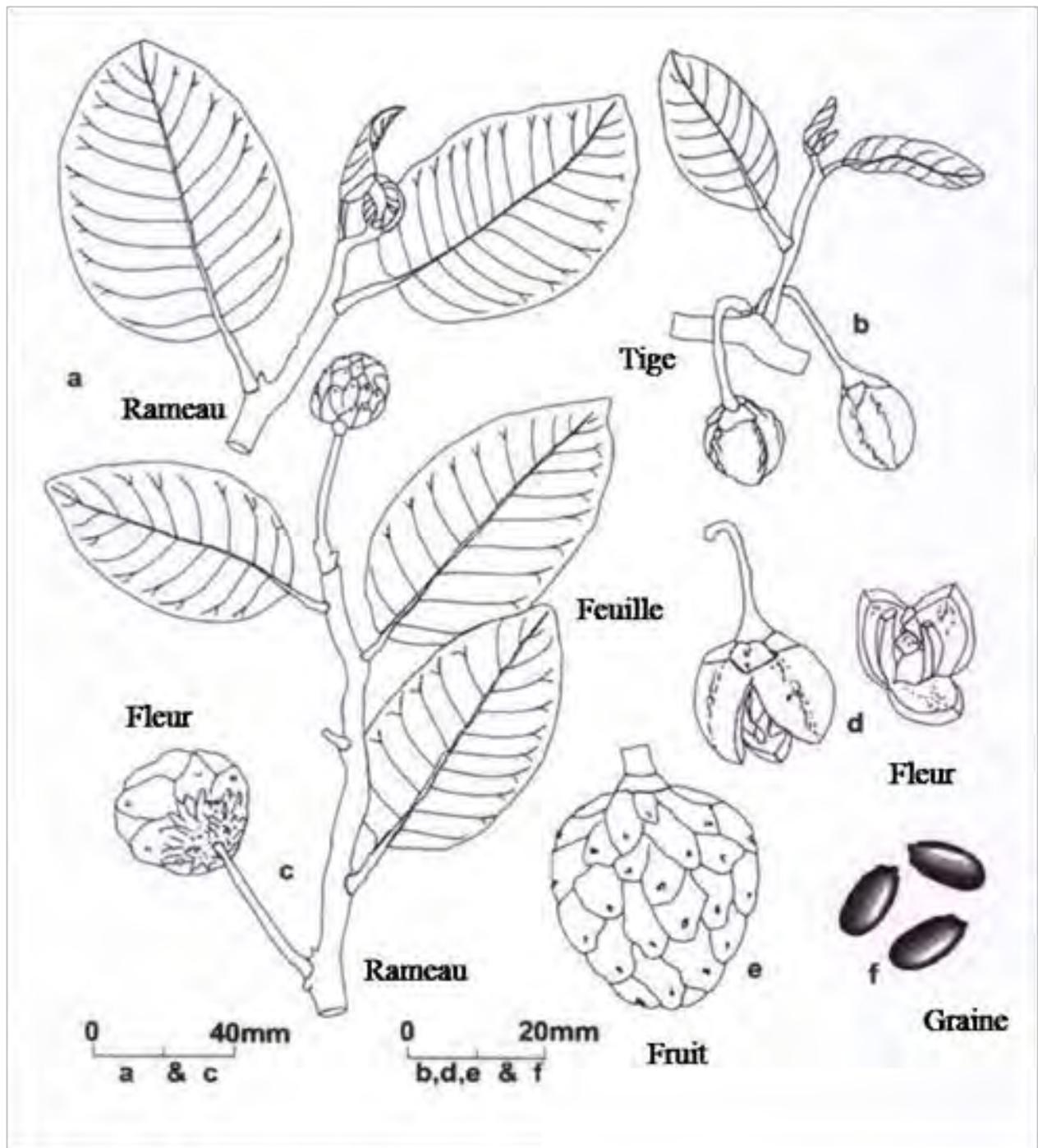


Planche 5. Caractéristiques botaniques de quelques parties de la plante chez le dugor (*Annona senegalensis* Pers.)

Source : FAO (1983)

- chez *Annona senegalensis*, elles sont solitaires ou disposées par groupes de 2 ou, rarement, 3 sous l'aisselle d'une feuille, suspendues sous les rameaux par un pédicelle d'environ 2 cm de long, jaunâtres, cireuses, en cloche atteignant 2cm de diamètre. Leurs pétales sont épais, ceux de la périphérie ayant environ 12 mm de long (planches 2 et 5).

- chez *Annona squamosa*, elles sont blancs-crème à verdâtres, cireuses extra axillaires venant dans l'intervalle des feuilles ou sous les rameaux où elles sont suspendues par un pédoncule de 10 à 20 mm de long solitaire ou en groupes de 2 ou 3. Les fleurs sont en cloche allongée avec 3 sépales valvaires, lancéolées atteignant 2,5 cm de long et 6 pétales plus courts (planche 2 et 4).

Les fruits :

- chez *Annona muricata*, ce sont de grosses baies de formes ovoïdes irrégulières, cordiformes pouvant peser jusqu'à plus de 2 kg. Elles sont concaves d'un côté et obèses de l'autre. De couleur verte-foncée, elles portent de nombreuses épines charnues recourbées, non piquantes. La chair, abondante, est une pulpe blanche sucrée et acide dans laquelle sont noyées des graines de couleur noires (planches 2, 3 et 6).

- chez *Annona senegalensis*, les fruits sont des baies globuleuses et charnues, d'environ 7 cm de long pour 4 cm de large, orangée à maturité, portant de nombreuses protubérances lisses et ayant une odeur semblable à celle de l'ananas (planches 2, 3 et 5).

- chez *Annona squamosa*, ce sont des baies subsphériques ou arrondies de 6 à 10 cm de diamètre et charnues, de la grosseur d'une orange mais irrégulières. A maturité, elles sont jaunes. Elles sont profondément marquées par de nombreuses protubérances épaisses, lisses, vertes, glauques et fortement imbriquées indiquant la partie externe des écailles. A l'intérieur, la chair est une pulpe blanchâtre farineuse et sucrée. Elle est délicatement parfumée mais peu abondante autours de nombreuses graines noires (Planches 2, 3 et 4).

2. Ecologie et répartition géographique

2.1. Ecologie

2.1.1. Physiographie et climat

Les Annonacées sont généralement adaptées à une large gamme d'altitudes et de latitudes. Cependant, aucune réponse par rapport à la photopériode n'a été rapportée (Nakasone & Paull, 1998). *Annona muricata* est cultivée jusqu'à 1200 m d'altitude (Zayas, 1966 ; Pinto & Silva, 1994) et entre les latitudes 27° nord et 22,5° sud. On la retrouve néanmoins dans le sud de la Floride. *Annona senegalensis* est retrouvée entre les altitudes 0 et 1800 m au Kenya et 2400 m en Afrique de l'Est (FAO, 1983) et les latitudes 22,5° nord et 22,5° sud.

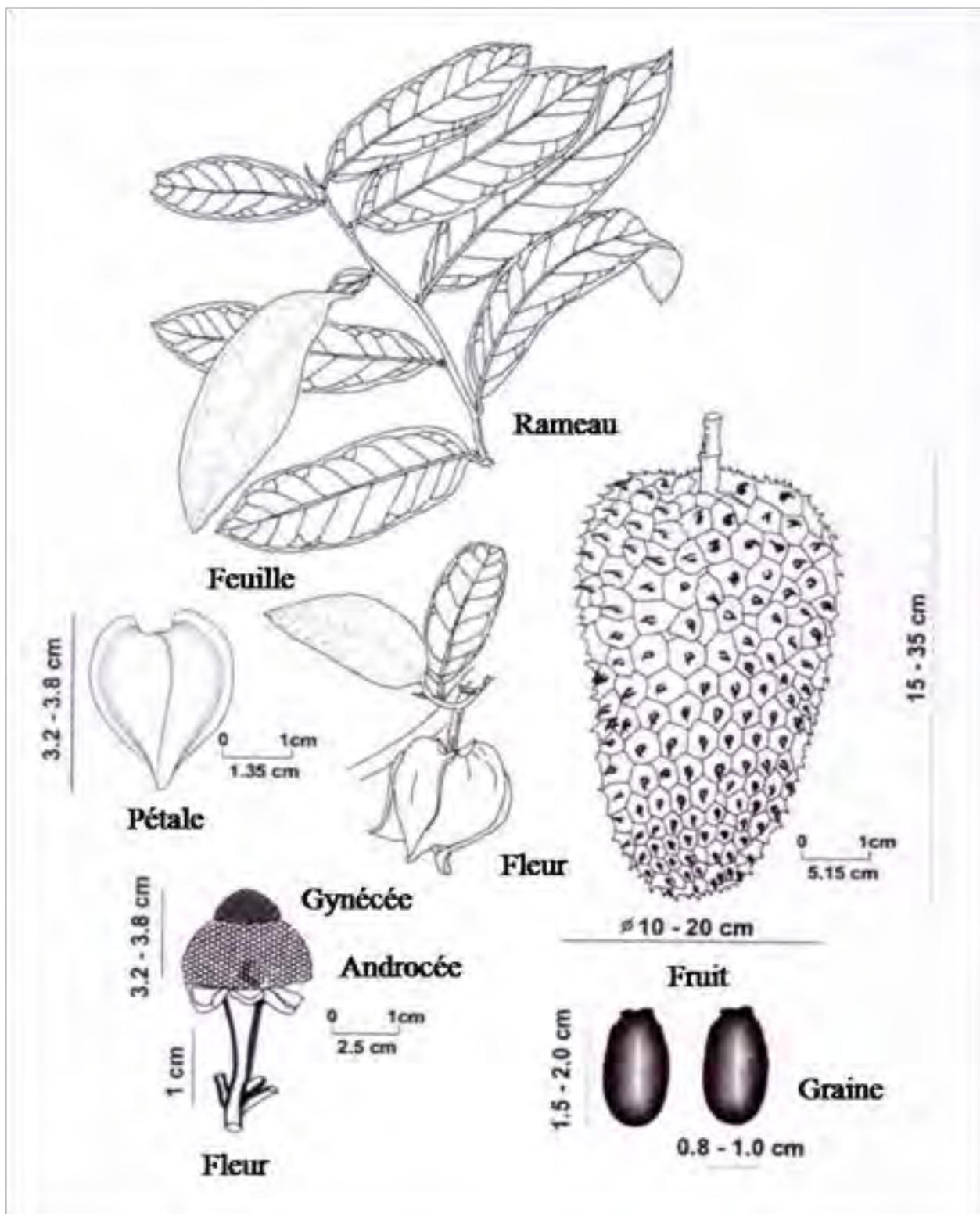


Planche 6. Caractéristiques botaniques de quelques parties de la plante chez le corossolier (*Annona muricata* Linn.).

Source : Pinto *et al* (2005)

Annona squamosa quant à elle est cultivée au niveau des basses plaines des régions tropicales (entre les latitudes 22,5° nord et 22,5° sud) même si à Cuba on peut la retrouver jusqu'à 900 m d'altitude (Zayas, 1966).

La plupart des espèces d'Annonacées ne sont pas adaptées aux faibles températures. Certaines espèces telle qu'*Annona senegalensis* sont mieux adaptées à des températures relativement fraîches, plus que le corossol (*A. muricata*) des basses plaines et la pomme cannelle (*A. squamosa*). *Annona muricata* supporte des températures supérieures à 18°C et des précipitations annuelles de 1500 mm même si elle peut bien se développer avec des précipitations annuelles de moins de 1000 mm (Ayoade, 1991). La température maximale peut aller jusqu'à 29°C (Belotto & Manica, 1994) voir 30°C. Elle ne tolère pas les vents froids et secs (NAS, 1975). Elle a besoin d'une grande intensité lumineuse (Villachica, 1996). *Annona senegalensis* est adaptée à des températures de 16°C à 30°C et une pluviométrie annuelle comprise entre 600 et 1200 mm voir 2029 mm en Tanzanie (FAO, 1988). *Annona squamosa* se développe bien dans les régions à haute humidité (Popenoe, 1952). Elle est plus adaptée aux basses températures qu'*Annona muricata* (Belotto & Manica, 1994). Fouqué (1972) a rapporté qu'elle est très sensible aux longues périodes fraîches.

2.1.2. Sols

Pour leur culture, *Annona squamosa* et *A. muricata* préfèrent les sols humifères (Arbonnier, 2000) même si elles peuvent se développer sur plusieurs types de sols. Comme tout arbre fruitier, elles exigent le meilleur sol qui puisse leur être offert. Les sols latéritiques (à condition qu'ils soient bien drainés et n'aient pas de couche dure sous la surface arable) et les sols alluviaux conviennent parfaitement à ces arbres de même que les sols côtiers, les sols des collines et sur les pentes (Von Maydell, 1986). Les sols lourds à forte teneur en argile ainsi que les sols sablonneux sont à éviter (Tindall, 1968). Il leur faut un sol bien aéré avec un pH variant entre 6 et 7.5 pour *Annona muricata* (Zayas, 1966 ; Melo *et al*, 1983 ; Ledo, 1992 ; Pinto & Silva, 1994). *Annona squamosa* tolère la salinité jusqu'à un certain niveau. *Annona senegalensis* quant à elle aime les sols pierreux, les bancs de graviers des rives (FAO, 1989), les friches et jachères des savanes sahéliennes à guinéennes. Elle pousse également dans les sables paralittoraux plus ou moins en mélange avec *Annona glauca* dans le sous-bois des savanes arborées soudaniennes (Arbonnier, 2000).

2.1.3. Phénologie

Les saisons de floraison et de fructification diffèrent selon les espèces d'*Annona* car dépendant des zones géographiques et climatiques. La phénologie est importante pour une bonne gestion des vergers. En général, entre la floraison et la fructification il y'a 5 à 6 mois.

Dans les régions tropicales où les températures varient peu, nous avons 2 types de saison : une saison sèche et une saison humide. Les périodes de fructification et de floraison varient en fonction des saisons. Cependant, *Annona muricata* peut fleurir et fructifier continuellement (www.icuc-iwmi.org/filesR7187) surtout lorsqu'elle est cultivée à cause de l'arrosage. On note une variation selon les régions. En Floride (25° Nord) la fructification a lieu durant la saison humide : de Juin à Septembre alors qu'à Brasilia (15° Sud), elle a lieu au début de la saison sèche d'Avril à Juillet (Mowry et al., 1941). Dans la région des Caraïbes (15-20° Nord), la fructification s'étend de Février-Mars (saison sèche) à Septembre (saison humide) avec un pic durant la saison humide de Juin à Août (Bueso, 1980). Chez cette Annona, le développement du fruit dure environ 6 mois (Pinto, 2003). La floraison a lieu de Juin à Juillet (saison humide) puis de Décembre à Janvier (saison sèche) au Mexique, de Novembre à Février au Brésil (saison humide).

Chez *Annona senegalensis*, la floraison a lieu durant la saison sèche, d'Octobre à Décembre en Tanzanie (5° Sud) et de Décembre à Février dans les régions côtières alors que la fructification a toujours lieu durant la saison des pluies (FAO, 1983).

Chez *Annona squamosa*, la floraison a généralement lieu pendant la saison sèche et la fructification durant la saison humide. Cependant à Brasilia, elle fleurit en Décembre, durant la saison sèche, alors que la fructification a lieu au mois de Mai pendant la saison sèche (Pinto, 2003).

2.2. Répartitions géographiques

D'après Berhaut (1976), et Arbonnier (2000) ce sont toutes des espèces tropicales. Originaires de l'Amérique du sud, *Annona muricata* et *A. squamosa* sont cultivées un peu partout en zone tropicale de l'Amérique latine notamment à l'Asie en passant par l'Afrique (Annexe I). Elles ont été introduites par les Espagnols en Asie et en Afrique (Popenoe, 1939 ; Purseglove, 1968).

Au Sénégal, on les retrouve en culture dans les jardins aux environs de Dakar et de la Casamance. Ces espèces sont cultivées dans les villes et villages, dans des jardins potagers ou à proximité des puits, parfois dans les zones les plus sèches (Kerhraro, 1973).

Annona senegalensis est retrouvée à l'état sauvage au niveau de la savane arborée en Afrique tropicale (FAO, 1988) du Sénégal au Soudan en passant par la Guinée, la Côte d'Ivoire, le Mali, le Togo. Elle y est commune, localement abondante mais disséminée. On le retrouve jusqu'en Cameroun en Afrique centrale. Au Malawi, on rencontre la forme naine d'*Annona senegalensis* avec des fruits se développant presque au ras du sol (Williamson, 1974).

Au Sénégal, on la retrouve dans la zone du Cayor mais aussi dans le sous-bois de la savane arborée en Casamance et à Tambacounda. Il en est de même de la zone paratropicale, plus ou moins en mélange avec *Annona glauca*, mais inégalement réparties (Arbonnier, 2000).

3. Biologie de la reproduction

Chez les Annonacées, les fleurs sont hermaphrodites. La floraison débute vers l'âge de 3 à 4 ans. Celle-ci dépend des conditions environnementales. L'ouverture florale qui débute lentement est complète au bout de 6 à 8 heures. (www.icuc-iwmi.org/filesR7187). Ce sont des fleurs protogynes (Kessler, 1993) donc le pistil arrive à maturité avant la libération des grains de pollen des anthères ce qui fait supposer que l'auto-fécondation est impossible. Ceci a été démontré par les expériences de Deroin (1988).

Chez beaucoup d'espèces d'Annonacées, la fleur agit comme un piège pour les coléoptères de pollinisation qui appartiennent à la famille des Nitidulidées, Staphylinidées, Chrysomelidées, Curculionidées ou Scarabaeidées (Heywood, 1985 ; Chatrou, 1999).

Chez *Annona senegalensis*, selon Deroin & Boureau (1989), les coléoptères capturés appartiennent au genre *Endaeus* Schönherr. (Curculionidées). Leur vie est presque complètement intraflorale. Durant la phase femelle du cycle florale, ces charançons sont au repos sur la face adaxiale des pétales internes tandis que pendant la phase mâle, ils sont très mobiles se nourrissant aux dépens des tétrades polliniques mûrs. Les charançons expulsés de leurs gîtes, entraînés par la corolle, au moment précis où d'autres fleurs de la même population deviennent réceptives, se réfugient dans les plus proches fleurs épanouies, guidés par un signal olfactif. Ils sont alors susceptibles de polliniser ces fleurs par le pollen adhérent à leurs corps. Des faits semblables sont notés chez d'autres espèces d'Annonacées tropicales cultivées telles qu'*Annona senegalensis* et *Annona squamosa* ou chez des espèces du genre *Guatteria* (Podoler *et al.*, 1984 ; Podoler *et al.*, 1985 ; Gottsberger, 1988). Les taux de germination de grains de pollen sont bas et compris entre 5,4 et 5,6 % pour *Annona squamosa* (Thakur & Singh, 1965).

4. Utilisations fonctionnelles et propriétés chimiques

Ces espèces sont utilisées dans plusieurs domaines en raison de leurs nombreuses utilités (Pinto *et al.*, 2005).

4.1. Utilisations alimentaires et exploitation industrielles

La chair des fruits mûrs de ces trois espèces peut être consommée fraîche ou utilisée pour faire différents types de boissons : des sorbets (Popenoe *et al.*, 1974), des jus frais, des crèmes glacées (Mowry *et al.*, 1941 ; Sturrock, 1959 ; FAO, 1988 ; Pinto & Silva, 1994) ou du vin (Leal, 1990). En Afrique de l'ouest le fruit de dugar (*A. senegalensis*) est vendu dans les marchés locaux (FAO, 1983) et consommé à l'état naturel.

Selon Beneto *et al.*, (1971), la pulpe et le nectar du corossol (*A. muricata*) peuvent être congelés, transformés et utilisés industriellement. C'est l'annone la plus utilisée dans la transformation et la commercialisation industrielle pour son goût exotique et son arôme agréable (www.icuc-iwmi.org/filesR7187). La pulpe transformée est préservée, après pasteurisation, par congélation (Zayas *et al.*, 1966). Les conditions de transformation et de stockage sont bien définies. La qualité du produit final transformé dépend de ces conditions (Sanchez-Nieva, 1953 ; Payumo *et al.*, 1965) car elles influent sur sa composition en certains nutriments tels que l'acide ascorbique ainsi que sur sa consistance. La transformation est faite après une période de maturation, dans une chambre d'acétylène, de 3 à 5 jours dans une chambre froide à la température de 12,5 à 16°C et 80 % d'humidité relative (Holanda *et al.*, 1980 ; Fusagri, 1982). La pasteurisation de la pulpe mixée de moitié avec de l'eau se fait à la température de 78,8°C pendant 69 s avec un pH à 3,7 (Umme *et al.*, 1997). Pour le nectar, la température de pasteurisation est de 90,6°C (Bueso, 1980).

D'autres applications industrielles sont également connues, notamment l'extraction des huiles essentielles présentes dans la pulpe (Jirovetz *et al.*, 1998).

Annona squamosa est aussi, utilisée dans l'industrie même si c'est de manière moins importante que pour *Annona muricata*. Elle est utilisée pour faire différents types de produits des jus, des liqueurs fermentées, des crèmes etc. (Prasada & Rao, 1984).

4.2. Propriétés pharmacologiques et chimiques

Sur le plan médical, différents organes de ces arbres ou arbustes (feuilles, racines, écorces...), sont utilisés pour guérir toutes sortes de pathologies grâce aux substances

bioactives qu'ils contiennent principalement les flavonoïdes, les alcaloïdes, les terpènes, les acétogénines, etc. Grâce à leurs propriétés cytotoxiques, certaines acétogénines auraient des propriétés anti-cancéreuses (Chang *et al.*, 1993 ; Cortès *et al.*, 1993) tandis que d'autres sont anti-bactériennes, anti-helminthiques ou immuno-suppressante (Rupprecht *et al.*, 1990).

C'est le cas des substances extraites des racines d'*Annona muricata* (Gleye *et al.*, 1998). Chez cette espèce, l'écorce contient des alcaloïdes et les huiles essentielles extraites des feuilles ont des propriétés parasitocides, anti-diarrhéiques et anti-neuralgiques (Moura, 1988). L'infusion de ces feuilles dans de l'eau bouillie donne une solution aux propriétés anti-spasmodiques, astringentes et gastriques (Calzavara *et al.*, 1987 ; Khan *et al.*, 1997) utilisée par les diabétiques et efficace dans le traitement des reflux gastriques (Calzavara *et al.*, 1987) et des maux de rein (Duke, 1970). Les fleurs et les pétales cuits sont utilisés dans le traitement de l'inflammation des yeux (Calzavara *et al.*, 1987). Les fruits immatures sont utilisés contre la malaria, le chancre-moux, les oedèmes, les ulcères, la colique, certaines maladies de la peau et la dysenterie (Khan *et al.*, 1997). Les graines qui contiennent des amyloïdes, de l'acide oléique et des stéroïdes (Kerharo & Adam, 1974 ; Asolkar *et al.*, 1992) ont des propriétés anti-spasmodiques et anti-parasitiques (Bories *et al.*, 1991 ; Philipov *et al.*, 1994).

Les feuilles, les racines et l'écorce d'*Annona senegalensis* sont très utilisées dans la pharmacopée (FAO, 1983). Les racines sont utilisées pour le traitement des cancers, les convulsions, la diarrhée, la dysenterie, etc. (Fatope *et al.*, 1996). Selon Fall (2005), les extraits de ces racines auraient également des propriétés antihelminthiques, acaricides et leishmanicides. Les feuilles sont utilisées contre les maladies des yeux, de l'estomac et des intestins (Philipov *et al.*, 1995 ; You *et al.*, 1995). Elles contiennent également des extraits tripanocides (Ogbadoyi *et al.*, 2007). Ces propriétés pharmacologiques des feuilles leurs sont conférées par certaines de leurs substances bioactives telles que les alcaloïdes, les tannins, les saponins et les flavonoïdes (Langason *et al.*, 1994). En plus, certaines composantes de ces feuilles ont des propriétés anti-parasitiques (Abubakar & Abdourahman, 1998). Le méthanol extrait de ces feuilles a des propriétés antimalariales et cytotoxiques (Ajaiyeoba *et al.*, 2006). Son écorce est utilisée comme vermifuge et pour lutter contre les effets des venins de serpents (Philipov *et al.*, 1995). Le méthanol extrait de l'écorce a une activité anti-diarrhéique (Suleiman *et al.*, 2007).

Chez *Annona squamosa*, des alcaloïdes (aporphine, roemrine, norcorydine, corydine, norysocorydine, glaucine...) sont extraites des différentes parties de l'arbre (Kowalska &

Puett, 1990). Les racines sont utilisées contre la dysenterie, la dépression (Chao-ming *et al.*, 1997). Le thé préparé avec les racines est hautement purgatif (Leal, 1990). Les feuilles sont utilisées dans les cas de prolapsus anaux, de blessures et d'abcès (Chao-ming *et al.*, 1997). L'alcaloïde extrait des feuilles, l'higenamine, est un principe actif cardiotonique (Wagner *et al.*, 1980). Le thé préparé avec ces feuilles est tonique et légèrement laxatif (Leal, 1990). L'éthanol extrait de l'écorce paraît avoir une activité anti-tumorale (Hopp *et al.*, 1996, 1997, 1998). L'activité anti-VIH de l'acide dihydroxykauranoïque contenu dans les fruits a été démontrée d'après Wu *et al.*, (1996). Cependant, les extraits de graines de pomme cannelle (*A. squamosa*) sont toxiques et utilisées comme insecticides (Pandey & Varma, 1977 ; Qadri & Rao, 1977 ; Hernandez & Angel, 1997).

5. Méthodes de propagation

Il y a 2 types de propagation conventionnelles chez les Annonacées : la propagation sexuée par ensemencement de graines et la propagation asexuée ou végétative.

5.1. Propagation sexuée

Les graines qui doivent être utilisées pour l'ensemencement doivent être extraites à partir de plante-mères qui ont un haut rendement en fruits, une haute résistance aux maladies et parasites et une bonne qualité de fruits produits (Torres & Sanchez, 1992 ; Coronel, 1994 ; Augustin & Alviter, 1996). Les graines devraient être semées le plus tôt possible après la récolte des fruits mûrs puisqu'elles peuvent perdre leur viabilité durant le stockage (Coronel, 1994 ; Nakasone & Paull, 1998). En effet, la tolérance des graines d'*Annona* aux conditions de stockage et l'impact de ces conditions de stockage sur la germination varient selon les espèces (Hernandez, 1983). Les graines sèches tenues à de basses températures fournissent les meilleurs taux de germination (Torres & Sánchez, 1992). Cependant, une germination irrégulière peut être due à différents niveaux et types de dormances (Hayat, 1963 ; Pinto, 1975a, b ; Purohit, 1995 ; Ferreira *et al.*, 1997 ; de Smet *et al.*, 1999 ; Ferreira *et al.*, 1999 ; Hernández *et al.*, 1999 ; Moreno Andrade, 1999) d'où l'importance de certains traitements préalables nécessaires pour lever ces dormances.

Le prétraitement, avant l'ensemencement, du substrat composé de 2/3 de sable fin et 1/3 de sol de jardin (Coronel, 1994) ou de composte est fortement recommandé (Torres & Sanchez, 1992 ; Junqueira *et al.*, 1996 ; Kavati & Piza Jr., 1997) pour éliminer les champignons, les graines de mauvaises herbes et les nématodes qu'il peut contenir. Ces derniers sont susceptibles d'entraver une bonne germination des graines. Le substrat traité

est transféré au niveau du système de germination mis en place dans les nurseries. Les graines sont directement ensemencées dans des sacs en plastique noirs (Pinto & Silva, 1996). Elles peuvent être semées dans des boîtes, sur des planches, ou dans des récipients de faible profondeur et dans ces cas les plantules obtenues sont transférées dans les sacs en plastique lorsqu'elles auront une taille de 8 à 15 cm. Il faut une profondeur d'enfouissement de 1 à 2 cm, un espacement de 1 à 3 cm entre les trous et 10 cm entre les rangées (www.icuc-iwmi.org/filesR7187).

5.2. Propagation végétative

La propagation sexuée pose un problème de variabilité des plantes produites concernant la croissance et la production de fruits. Ainsi, la propagation végétative est nécessaire pour la mise en place d'un verger. Celle-ci se fait selon différentes méthodes : le greffage (Nakason & Paull, 1998), le marcottage (George & Nissen, 1987), le bouturage, la micropropagation.... Différents organes peuvent être utilisés, selon les espèces, pour la propagation végétative : les racines (Hartmann *et al*, 1990), les bourgeons (Moran *et al.*, 1972 ; Duarte *et al.*, 1974 ; Torres & Sanchez, 1992 ; Pinto *et al.*, 2001), les tiges, les branches etc.

Pour chaque méthode de propagation végétative, les réactions des différentes espèces d'*Annona* diffèrent selon les régions de production (www.icuc-iwmi.org/filesR7187). La réussite de la propagation par les racines dépend de la compatibilité Rhizome-scion.

6. Gestion des arbres

L'emplacement du verger est très important car il influe sur la qualité des fruits produits. En effet, plusieurs facteurs peuvent influencer sur la vigueur et la productivité des arbres et doivent donc être pris en compte pour la mise en place du verger notamment, les conditions écologiques. Ainsi, les conditions climatiques, le type de sol (niveau des éléments nutritifs) et les conditions de drainage (Nakasone & Paull, 1998) de ce sol entre autre doivent être tenus en considération.

La surface du sol doit être débarrassée des arbustes et des mauvaises herbes et le sol bien enrichi pour pallier toute carence en éléments nutritifs importants tel que le phosphore (Pinto & Silva, 1996). Le système de drainage est mis en place en ce moment. Deux à trois labourages de 30 cm de profondeur du sol 2 à 3 mois avant la saison des pluies sont effectués pour débarrasser le sol des herbes indésirables (Pinto & Ramos, 1997 b).

En fonction de la pente du terrain, 3 types de systèmes de plantation peuvent être mis en place (Annexe III) : carré, rectangulaire et triangulaire. Lorsque la pente est supérieure à 3 %, le système triangulaire est plus indiqué pour lutter contre l'érosion du sol et préparé le long des lignes de contours alors que le système carré ou rectangulaire est le plus indiqué lorsque la pente est inférieure à 3 % (Torres & Sanchez, 1992).

Un espacement entre les arbres de 4 × 4 m à 8 × 8 m pour *A. muricata* (Torres & Sanchez, 1992 ; Pinto & Silva, 1996 ; Pinto & Ramos, 1997 b), 3 × 3 m à 5 × 5 m pour *A. squamosa* (Coronel, 1994) ou 4 × 4 m sur sol pauvre et 5 × 7 m sur sol riche (Singh, 1992) doit être respecté. Chez *A. senegalensis*, un espacement de 5 × 5 m est recommandé (FAO, 1988). Certains auteurs (Campbell & Phillips, 1983 ; Nakasone & Paull, 1998) ont suggéré que cet espacement dépend aussi du système racinaire et de la taille des arbres.

En général, la transplantation des plantes dans le champ se fait lorsque celles-ci sont âgées d'environ 8 à 15 mois avec une taille de 50 à 100 cm et un nombre minimum de 4 à 6 feuilles.

II. GERMINATION

1. Définitions

1.1. Semences

D'après Evenari (1961) la semence est une unité de dispersion ou de reproduction de la plante. En d'autres termes, elle peut être définie comme étant tout ce qui se sème ou que la plante dissémine (fruits, graines, organes végétatifs...). C'est ainsi que Côme *et al* (1982) considèrent les semences comme étant tous les organes isolés capables de donner une nouvelle plante complète et en distinguent deux grandes catégories :

- les semences sèches qui proviennent de la reproduction sexuée. Elles sont ainsi appelées car très fortement déshydratées quand elles sont libérées par la plante (Blé, Riz, Pois...);
- et les semences aqueuses qui sont des organes de multiplication végétative plus riches en eau. C'est le cas des bulbes, des bulbilles, des tubercules etc. Elles proviennent en général d'espèces forestières ou exotiques telles que le chêne, le cacaoyer ou l'anacardier.

1.2. Graines

1.2.1. Origine et composition de la graine

Selon Côme *et al* (1982), la graine qui provient de l'évolution de l'ovule fécondé, est un organe capable d'attendre plus ou moins longtemps, à l'état pratiquement inerte, les conditions qui lui permettront d'entrer en activité et de donner naissance à une jeune plante par la germination, assurant ainsi la reproduction des végétaux supérieurs. C'est un organe bien défini constitué d'un embryon, d'un ou des cotylédons enveloppés par des téguments. Les graines sont contenues dans les fruits avec lesquels elles constituent l'étape ultime du développement chez les Spermaphytes (Heller *et al*, 2004).

D'après Côme *et al* (1970), après la double fécondation subie par l'ovule,

- L'œuf principal (oosphère) se segmente et s'organise pour former l'embryon constitué de la radicule, de la gémule et du ou des cotylédons. L'embryon est la structure essentielle de la graine ;
- L'œuf accessoire donne l'albumen qui est un tissu de réserve triploïde caractéristique des angiospermes ; au cours de son développement l'embryon digère plus ou moins l'albumen.
- Les téguments de l'ovule donnent naissance aux téguments de la graine ;

Entre temps, l'ovaire se transforme en fruit, sa paroi donnant les tissus périphériques ou péricarpe (Heller, 1978 ; 1982). La graine est donc constituée de l'amande entourée des téguments de la graine. L'amande est constituée de l'embryon, de l'albumen et du péricarpe qui résulte du nucelle après fécondation pour les graines à péricarpes. Dans la majorité des cas, le nucelle disparaît complètement. Chez les graines à albumen l'embryon est souvent de petite taille (Côme *et al*, 1982).

1.2.2. Évolution de la graine : l'état de vie ralentie des semences

Après leur formation, les graines subissent une maturation qui se traduit par une déshydratation, plus ou moins forte selon les espèces ce qui entraîne une diminution du métabolisme cellulaire réduit à son strict minimum. La graine a une teneur en eau plus ou moins faible, selon les espèces. On dit que de telles graines sont en état de vie ralentie (Côme *et al*, 1982 ; Heller, 1982).

1.2.3. Les différents types de graines

De ce point de vue, deux catégories de semences peuvent être considérées (Côme, 1992) :

- d'une part, des semences orthodoxes à faible teneur en eau, supportant la dessiccation et une conservation au froid ;
- d'autre part, des semences récalcitrantes à la dessiccation, à teneur en eau élevée, ne supportant pas, en général, une conservation au froid.

Une autre catégorie dite "semences intermédiaires" peut, éventuellement, être prise en compte : les semences supportent une dessiccation et une conservation au froid dans des conditions strictement contrôlées et pour une période plus courte que pour les semences orthodoxes (Hong *et al*, 1996).

1.2.4. Conditions de conservation des graines

La teneur en eau est très importante pour la conservation des graines après leur collecte (www.botanique.org/banque-de-semences/outils-de-conservation). En effet, les graines ne sont jamais inertes même en état de vie ralentie d'où le rôle des conditions de conservation des graines sur leur viabilité. Chez de nombreuses espèces, au cours de la dessiccation, les graines récalcitrantes, selon leur contenu en eau, sont le siège de multiples réactions métaboliques (activités enzymatiques ou non enzymatiques antioxydantes, peroxydation des lipides, réactions de carboxylation, accumulation de sucres, etc.) très importantes pour la survie ou non de l'embryon (Bailly *et al.*, 2001 ; Bailly *et al.*, 2003 ; Farrant *et al.*,

2004 ; Finch *et al.*, 2005 ; Lehner *et al.*, 2005 ; Francini *et al.*, 2006 ; Kupidłowska *et al.*, 2006 ; Pukacka & Ratajczak, 2006 ; Lehner *et al.*, 2008).

Ainsi, les semences orthodoxes peuvent être placées au congélateur de -18°C à -33°C, pour une conservation à long terme, si leur teneur en eau est maintenue la plus basse possible. Au contraire, 15°C est un seuil à ne pas franchir pour conserver, à moyen ou long terme, la majorité des semences récalcitrantes (Cromarty *et al.*, 1990). Chez le cacao, le thé et le jacquier il a été montré que les graines récalcitrantes survivaient bien à la dessiccation avec des taux d'humidité de 25, 31 ou 35% alors qu'elles ne pouvaient supporter la congélation (Chandel *et al.*, 1995).

2. Germination

La définition de la germination est variable selon les auteurs. D'après Harrington (1962), une graine ou un fruit est considéré comme ayant germé quand elle a donné naissance à une jeune plante autotrophe. C'est une définition agronomique qui ne tient pas compte des processus physiologiques (Côme *et al.*, 1982).

Selon Evenari (1957), la germination est un processus qui commence par l'hydratation de la semence et s'achève par la croissance de la radicule. Cette dernière définition est celle retenue par les physiologistes en général. S'il s'agit d'un embryon isolé, ils parlent de germination dès que la radicule commence à s'allonger (Rollins, 1975 ; Tissaoui, 1975 ; Heller, 1982). Autrement dit, la germination correspond aux processus métaboliques que subit une graine après réhydratation et qui va l'acheminer vers le processus de croissance (Côme 1982).

Mais pour que ce processus soit possible il faut que la graine réunisse un certain nombre de conditions internes dont la première est sa maturation. C'est-à-dire que toutes ses parties constitutives (ses enveloppes séminales et son amande qui comprend l'embryon et les tissus de réserve) doivent être morphologiquement différenciées (Côme, 1970 ; Roberts, 1972 ; Berrie, 1984). La germination se caractérise par :

- une importante et intense absorption d'eau ;
- une forte activité métabolique traduite par une reprise de l'activité respiratoire ;
- et une thermogénèse intense.

C'est donc un processus endergonique qui consomme beaucoup d'énergie, celle-ci étant fournie sous forme de molécules d'ATP dont la synthèse résulterait du fonctionnement de la voie cytochromique qui transporte les électrons et qui fonctionnerait dès les premières minutes de l'imbibition pour augmenter la charge énergétique (Heller *et al.*, 2004). D'après

Kupidlowska *et al* (2006), un déficit d'ATP était lié à l'inhibition de la croissance au cours de la germination chez les graines de *Sinapis alba* L.

Aussi bien chez les physiologistes que chez les agronomes, malgré la complexité des phénomènes impliqués, on a pu montrer qu'elle comprend plusieurs étapes. La phase essentielle s'achève avant la croissance de la radicule et est dénommée germination *stricto sensu* (Evenari, 1954).

2.1. Etapes physiologiques de la germination

Divers travaux de recherche portant sur l'évolution de la quantité d'eau absorbée et celle de l'activité respiratoire au cours de la germination ont permis de regrouper en 3 phases essentielles la germination au sens large d'une graine (Côme *et al*, 1982 ; Heller *et al*, 1995) :

- la **phase I** ou **phase d'imbibition** caractérisée par l'absorption d'eau par la graine sèche qui se trouvait en diapause de maturation. Celle-ci est caractérisée par une déshydratation maximale de la graine. La teneur en eau des graines chute de 90 à 10 % (Côme, 1982). Durant cette phase, on assiste à une importante entrée d'eau dans la graine du fait de son potentiel hydrique très élevé qui peut varier jusqu'à - 200 Mpa (Chong & Bible, 1994). Cette phase d'imbibition s'accompagne d'une élévation de l'intensité respiratoire mais elle est assez brève et ne dure que de 6 à 12 h selon les semences (Heller *et al*, 1989).
- La **phase II** ou phase de la **germination stricto sensu**, caractérisée par une stabilisation de l'hydratation et de l'activité respiratoire à un niveau qui demeure élevé. Au cours de cette étape, des phénomènes métaboliques sont mis en jeu en l'occurrence l'hydrolyse des réserves de la graine. Cette activité enzymatique baisse le potentiel hydrique de l'embryon ce qui entraîne une synthèse de nouvelles substances de faible poids moléculaire. C'est une phase également relativement courte qui dure 12 à 48 h. Durant cette période, la graine peut être réversiblement déshydratée et réhydratée sans compromettre la viabilité de l'embryon. Cette phase s'achève avec l'émergence de la radicule hors des téguments séminaux.
- La **phase III** ou **phase de croissance** caractérisée par une reprise de l'absorption d'eau et une élévation de la consommation d'oxygène. Elle correspond à un processus de **croissance** affectant d'abord la radicule puis la tigelle. Certains auteurs ont qualifié cette phase de **germination visible** du fait de l'élongation plus rapide de la radicule. Ainsi, l'apparition de la radicule et son élongation constitue un critère

simple de définition d'une semence qui a germé. Autrement dit, la visibilité de la radicule permet d'attester que la germination *stricto sensu* s'est déroulée.

2.2. Influence de facteurs externes sur la germination

En plus des facteurs internes propres à la graine elle-même, des facteurs externes influent sur la germination. Il s'agit essentiellement de l'eau, de l'oxygène et de la lumière. Leurs actions sont pratiquement indissociables. La germination exige de l'eau pour l'imbibition. La reprise de l'activité métabolique, au cours de laquelle la lumière et la température jouent un rôle très important, nécessite de l'oxygène.

2.2.1. L'eau

L'eau est indispensable à la germination et doit être disponible dans le milieu extérieur en quantité suffisante, à l'état liquide et sous des liaisons suffisamment faibles pour que la graine puisse l'absorber. Elle pénètre dans les enveloppes par capillarité puis les cellules vivantes redeviennent turgescentes en provoquant un appel d'eau. Ainsi, l'activité respiratoire consécutive à cet appel augmente (Côme *et al.*, 1982). La quantité d'eau absorbée varie d'une espèce à l'autre. Par exemple : La capacité germinative des semences de *stipa tenacissima* est améliorée par un pré-trempage à l'eau distillée pendant 24 heures à 25°C (Mehdadi *et al.*, 2004).

2.2.2. L'oxygène

L'oxygène est indispensable à la germination des graines même pour les plantes aquatiques qui disposent de l'O₂ dissout dans leurs enveloppes. En effet, les taux d'oxygène exigés par l'embryon lui-même sont faibles. Deux à 5 % de ce gaz sont le plus souvent suffisants. Beaucoup de semences germent parfaitement dans des atmosphères appauvries en O₂. Les graines de *Brassica oleracea* germent différemment selon qu'elles soient en hypoxie ou soumises à des pressions partielles d'oxygène différentes, ce qui dénote de la sensibilité de ces graines à la quantité d'oxygène disponible (Finch *et al.*, 2005). Pour certaines espèces, un excès d'O₂ est souvent néfaste à la germination (Côme, 1975). En général, les enveloppes séminales sont des structures poreuses qui retiennent des gaz absorbés (Haber & Brassington, 1959 cités par Côme *et al.*, 1982). Ceux-ci sont partiellement libérés durant l'imbibition.

2.2.3. La température

La température et l'oxygène interfèrent au cours du processus de la germination. La température affecte la vitesse de germination en influençant la vitesse de consommation de l'O₂ par l'embryon (action indirecte). Elle intervient également en agissant sur la vitesse des réactions métaboliques : il s'agit d'une action directe (Côme, 1975). Une élévation thermique diminue la solubilité de l'O₂ dans l'eau au cours de l'imbibition (Haber & Brassington, 1959 cités par Côme *et al.*, 1982). Elle intervient également dans le métabolisme énergétique et la composition en lipides, elle peut aussi causer des dégâts au niveau des membranes cellulaires de l'embryon (Corbineau *et al.*, 2002). La température compatible avec la germination d'une espèce s'inscrit, en général, dans une gamme assez large. Une alternance température élevée/température basse peut avoir un effet bénéfique sur la germination, ceci en provoquant la fissuration du tégument et donc la rentrée rapide de l'eau et de l'oxygène dans la graine où ils atteignent plus facilement l'embryon (Côme, 1975 ; Kaddour, 2002).

2.2.4. La lumière

Elle peut lever ou installer un état de dormance au sein de la graine (Heller *et al.*, 1989). Selon l'espèce, la lumière peut être défavorable ou nécessaire à la germination mais sous des énergies faibles. Selon Côme *et al.* (1982), on peut diviser les graines en 3 catégories selon leur photosensibilité :

- les graines à photosensibilité positive qui germent mieux à la lumière blanche qu'à l'obscurité. Les semences de certaines espèces ne peuvent germer qu'à la lumière. C'est le cas du fraisier chez qui la lumière est indispensable à la germination (Scott & Draper, 1966 ; Scott & Draper, 1967 ; Thompson, 1969 ; Nakamura, 1972 ; Hanke, 1993).

- les graines à photosensibilité négative qui ne germent pas ou germent difficilement à la lumière blanche.

- et les graines non photosensibles qui germent indifféremment en présence de lumière ou d'obscurité.

De nombreux facteurs peuvent cependant modifier la sensibilité des semences à la lumière. C'est le cas de la nature de la lumière elle-même (incandescente ou fluorescente), sa composition spectrale et la durée de l'éclairement de même que la durée de conservation, au sec, des semences (Côme, 1975 ; Côme, 1982). Chez le fraisier par exemple, les akènes germent mieux à la lumière rouge (Kretschmer & Krüger-Steden, 1997).

3. Inaptitudes à la germination

Parmi les critères requis pour qu'une graine puisse germer figure la maturité. Mais il se peut qu'une post-maturation soit nécessaire dans certains cas. Bien qu'ayant subi une post-maturation complète, il arrive qu'une graine soit aussi incapable de germer, alors que tous les facteurs internes et externes normalement considérés comme favorables à sa germination soient réunis (Heller, 1982). On parle alors d'obstacles, de dormance (Willan, 1985) ou d'inaptitudes à la germination (Côme, 1982).

Le terme « dormance » exprime un état dans lequel une graine viable ne germe pas même si elle se trouve dans des conditions normalement considérées comme favorables à sa germination. C'est un caractère adaptatif important des végétaux dans la nature (Bewley & Black, 1994 ; Bewley, 1997; Baskin & Baskin, 1998) qui permet la préservation de la graine et donc de l'embryon, dans les conditions défavorables, jusqu'à ce qu'elles redeviennent favorables à la germination (Koorneef & Hilhorst, 2002 ; Donohue *et al*, 2005 ; Finch-Savage & Leubner-Metzger, 2006). On distingue diverses sortes de dormances qui peuvent coexister dans une même graine.

La classification la plus simple consiste à faire la distinction entre : la dormance exogène ou inhibition tégumentaire, la dormance endogène ou dormance embryonnaire, et la dormance combinée où interviennent en même temps l'inhibition tégumentaire et la dormance embryonnaire (Willan, 1992).

Il existe d'autres classifications plus détaillées de la dormance. D'après Côme (1968), Nikolaeva (1977) et Gordon & Rowe (1982), on distingue les catégories de dormances suivantes :

- inhibitions tégumentaires ou dormance exogène physique (impermeabilité du tégument ou du péricarpe à l'eau), chimique (présence d'inhibiteurs dans le péricarpe ou le tégument), mécanique (résistance mécanique du péricarpe ou du tégument à la croissance de l'embryon) ;
- dormance endogène morphologique : développement incomplet de l'embryon ;
- dormance endogène physiologique : germination empêchée par un mécanisme inhibiteur physiologique ;
- dormance morpho-physiologique combinée ; dormance exogène et endogène combinées.

Ainsi, lorsque l'inaptitude à la germination est due aux enveloppes séminales, on parle d'inhibition ou de dormance tégumentaire et si l'inaptitude à la germination est liée à l'incapacité propre de l'embryon à germer, on parle de dormance embryonnaire.

3.1. Inhibitions ou dormances tégumentaires

Dans le cas des inhibitions tégumentaires, plusieurs facteurs sont mis en jeu et peuvent, dans certains cas, intervenir de manière simultanée. L'imbibition de la graine ne suffit pas pour assurer la germination de l'embryon. En effet, la reprise du métabolisme cellulaire exige pour son bon fonctionnement, de l'eau et de l'oxygène (respiration). Cet approvisionnement en oxygène est parfois rendu impossible ou difficile par l'imperméabilité des enveloppes à l'air. L'imperméabilité à l'eau des enveloppes séminales est un facteur prépondérant de la non-germination des graines qui d'après Côme (1970) et Danthu (1993) sont dites dures. Ce type d'inhibition a été signalé chez les légumineuses (Cavanagh, 1980 ; Bensaïd, 1991 ; El Nour *et al.*, 1991 ; Danthu *et al.*, 1992). Il est rencontré chez de nombreuses espèces à téguments coriaces comme le baobab (Samb, 2005). L'imperméabilité de la graine serait ainsi due à la structure des enveloppes séminales (Côme, 1970). Chez la variété picholine de l'olivier, l'endosperme provoque l'entrée en dormance de l'embryon car elle diminue la quantité d'oxygène disponible pour celui-ci (Brhadda *et al.*, 2000).

La dureté des enveloppes provoque aussi une inhibition de la germination par résistance mécanique car s'opposant à la sortie de la radicule et ceci malgré une bonne imbibition de l'embryon non dormant (Chouard, 1954 ; Binet, 1958 ; Rollin, 1966 ; Heller *et al.*, 1989). Selon Evenari (1957), les inhibiteurs chimiques contenus dans les enveloppes des graines sont des substances naturelles produites par la plante ou des substances synthétiques analogues qui sont capables d'inhiber ou de retarder la germination. Diverses substances sont aujourd'hui identifiées comme des substances inhibitrices. Parmi celles-ci on peut citer : les composées phénoliques (Quarteley & Willington, 1962 ; Côme, 1967), l'ABA (William *et al.*, 1973 ; Orlandini & Bulard, 1977), l'acide caféique et l'acide férulique (Akkerman & Veldstra, 1944, In : Côme, 1970), La coumarine (Muray *et al.*, 1982) et l'éthylène (Phan-Chon-Ton, 1965. In : Côme, 1970).

3.2. La dormance embryonnaire

Elle est liée à l'embryon lui-même et se manifeste même lorsqu'il est isolé (Heller, 1982 ; Berrie, 1984). Une graine viable est définie comme une graine susceptible de germer lorsque les conditions s'y prêtent, pour peu que toute dormance éventuelle ait été levée (Roberts, 1972). La dormance peut, selon Harper (1977), être innée (selon le génotype de l'espèce), soit imposée par un changement des conditions environnementales telles que le froid et/ou la sécheresse après maturation de la graine. Une température élevée (Borthwick

& Robbins, 1926), un déficit hydrique (Khan, 1960) ou des substances chimiques inhibitrices ont été identifiés comme étant des facteurs impliqués dans l'entrée en dormance des graines (Bewley & Black, 1985 ; Morris & Paulsen, 1988 ; King, 1989 ; Corbineau *et al.*, 2002). C'est ainsi que des travaux de Bennech-Arnold *et al* (2006) sur l'orge ont permis de montrer que, chez cette espèce, l'entrée en dormance des graines soumises à l'hypoxie est due d'une part à la limitation de la fourniture d'oxygène à l'embryon à cause de sa fixation par les polyphénols dans les glumelles et, d'autre part, à l'augmentation de la concentration d'ABA dans l'embryon ainsi que l'augmentation de la sensibilité de ce dernier à cette phytohormone.

La dormance embryonnaire peut être primaire et dans ce cas elle apparaît avant ou pendant la maturité de la graine. Elle est dite secondaire lorsqu'elle est induite par les conditions environnementales devenues défavorables après la maturation (Côme, 1970).

3.3. Avantages et inconvénients de la dormance

Dans la nature, la dormance permet de protéger les graines des conditions temporairement propices à la germination, mais qui ne durent pas et redeviennent rapidement néfastes à la survie des jeunes plants ; donc la dormance augmente les chances de survie dans la nature (Willan, 1992). Du point de vue du forestier, la dormance présente quelques inconvénients. La gestion efficace d'une pépinière souffre considérablement d'une germination retardée et irrégulière (Bonner *et al*, 1974). En conséquence, on a activement cherché à imaginer des traitements artificiels efficaces pour lever la dormance, de sorte que les semences puissent germer rapidement et uniformément sur les planches des pépinières (Willan, 1992).

3.4. Méthodes de levée des inhibitions tégumentaires

La régénération artificielle de semences à forte dormance nécessite une forme ou une autre de prétraitement seule susceptible d'assurer un taux élevé de germination en un temps très court. Lorsque l'inhibition est légère, le prétraitement peut n'avoir qu'un effet marginal. Il convient de poser les avantages du prétraitement (économie de semences, gain d'espace sur les planches de semis, période de repiquage prévisible et raccourcie, matériel de production en pépinière plus uniforme) et ses inconvénients (coût et difficultés de mise en œuvre, Willan, 1992).

Les prétraitements destinés à lever l'inhibition tégumentaire physique consistent à ramollir, percer, user ou fendre le tégument de manière à le rendre perméable, sans pour

autant endommager l'embryon et l'endosperme. Il comprennent des méthodes physiques comme le chauffage à sec ou le trempage dans l'eau ou dans des solutions chimiques (El Nour *et al.*, 1991 ; Bensaid, 1991 ; Danthu *et al.*, 1992 et 1996 ; Muhammad & Amusa, 2003 ; Aliero, 2004). Tout traitement qui met un terme total ou partiel à l'imperméabilité tégumentaire est d'ordinaire qualifié de «scarification » (Bonner, 1984).

On distingue :

- la scarification chimique : Le produit chimique le plus fréquemment employé pour lever l'inhibition tégumentaire est l'acide sulfurique concentré (Halliday & Nakao, 1984 ; Roussel, 1984 ; Bensaid, 1991 ; Danthu *et al.*, 1992 ; Roussel, 1995 ; Danthu *et al.*, 1996 ; Muhammad & Amusa, 2003 ; Aliero, 2004). Toutefois, la manipulation de l'acide sulfurique exige les plus grandes précautions et ne peut être confiée à des travailleurs inexpérimentés (Willan, 1992). Parfois, le traitement à l'acide peut s'avérer inutile (Nouaim, 1991). Le trempage à l'eau chaude peut suffire pour la scarification des graines chez certaines espèces telle qu'*Argania spinosa* (Kaddour, 2002). D'autres produits tels que l'éther et l'eau de javel concentrés peuvent également être utilisés (Danthu *et al.*, 1996 ; Aliero, 2004).

- La scarification mécanique partielle ou totale a permis d'améliorer le pourcentage de germination chez de nombreuses espèces à graines dures (Nongonierma, 1978 ; Prins & Maghembe, 1994).

- La scarification biologique des graines par leur transit dans le tube digestif de ruminants domestiques a permis d'obtenir des résultats satisfaisants chez *Adansonia digitata* L (Von maydell, 1983), *Sclerocarya birrea* Hochst Richard (Guèye, 1997) et *Zizyphus mauritiana* Lam (Guèye & Samb, 1998).

Dans le cas des inhibitions chimiques d'origine phénolique, l'eau oxygénée et l'eau de javel sont utilisées pour empêcher la fixation de l'oxygène (nécessaire à l'embryon) par ces composés phénoliques (Côme, 1970).

3.5. Méthodes de levée de la dormance embryonnaire

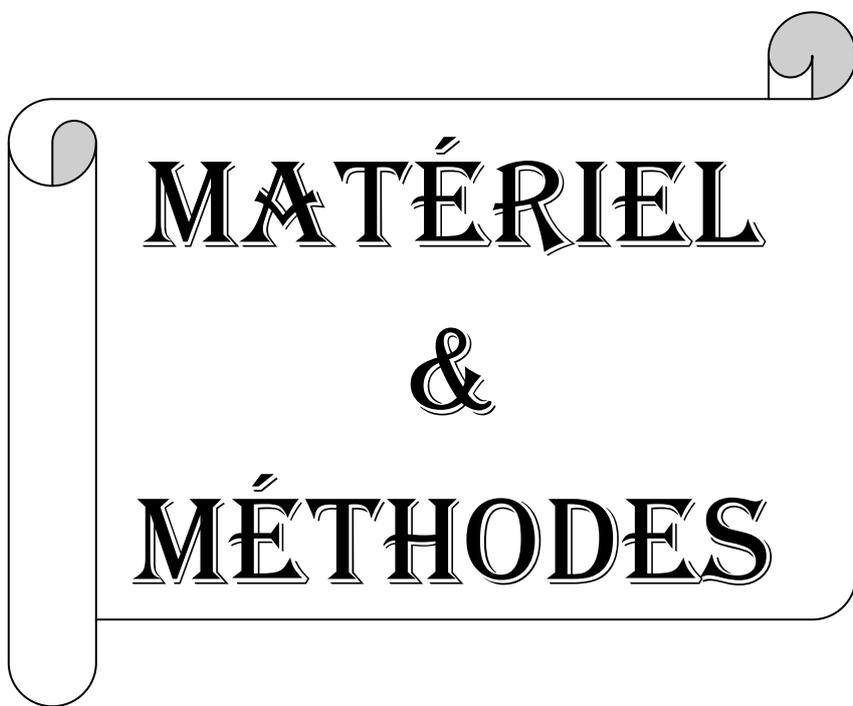
La dormance embryonnaire peut être levée par :

- un traitement psychrolabile (par le froid). Par extension, on appelle stratification tout traitement des semences par le froid (Côme, 1982 ; Leubner-Metzger, 2005). Elle se fait, souvent, sous imbibition. Corbineau (2002) a montré que chez *Pseudotsuga menziesii* (Mirb.) Franco, le traitement au froid des semences entraînait la levée de la dormance embryonnaire par une diminution du taux d'acide abscissique et de la sensibilité de

l'embryon à cette phytohormone. Selon Côme (1982), on note également une augmentation du taux de gibbérellines et de la sensibilité de l'embryon aux gibbérellines.

- de fortes températures en atmosphère sèche (Makey, 1972). Certaines réactions non enzymatiques se déroulant au sein de l'embryon dormant durant le stockage au sec ont été identifiées comme étant impliquées dans le processus de levée de dormance. C'est le cas des réactions de peroxydation des lipides (McDonald, 1999; Priestley, 1986; Wilson & McDonald, 1986) et les réactions de production et d'oxydation de radicaux libres (Esashi *et al.*, 1993; Murthy & Sun, 2000; Murthy *et al.*, 2003; Sun & Leopold, 1995). En outre, plusieurs études ont fait état de la production de ROS (Reactive Oxygen Species), molécules qui réagissent avec les lipides et protéines et qui sont également très impliquées dans la levée de dormances des graines stockées au sec (Bucharov & Gantcheff, 1984; Hendry, 1993 ; McDonald, 1999; Pukacka & Ratajczak, 2005 ; Orazc *et al.*, 2007).

- certains régulateurs de croissance tels que les gibbérellines (GA₃) l'éthylène et les cytokinines (Keys *et al.*, 1975 ; Thomas, 1977 ; Corbineau *et al.*, 1990), l'éthanol (Corbineau *et al.*, 1991)



MATÉRIEL
&
MÉTHODES

MATERIEL ET METHODES

1. Origine des semences

Les graines proviennent essentiellement de fruits récoltés dans des parcelles fruitières à Dakar et ses environs pour le corossol (*A. muricata*) et la pomme cannelle (*A. squamosa*) tandis que les fruits de dugor (*A. senegalensis*) ont été récoltés dans la région de Louga au niveau de la brousse durant la période d'Août à Septembre qui correspond à la période de fructification de l'espèce. Il s'agit de fruits mûrs à partir desquels ont été extraites les graines qui ont été par la suite, mises à sécher à l'air libre sur une pailleasse du labo pendant 5 à 7 jours. Par la suite, elles ont été conservées dans des bocaux à l'intérieur de la chambre froide (à la température de 4 - 6 °C).

2. Test de viabilité

Il a été réalisé suivant le protocole de Moore (1985). Pour chaque espèce un lot de 20 graines a été utilisé. Ce test permet de déterminer la viabilité des graines pour les 3 espèces.

Après décorticage complet, les graines sont mises à imbiber dans l'eau pendant 24 heures dans des bocaux à la température ambiante du labo. Ensuite, pour chaque graine, nous avons effectué une section longitudinale le long de l'endosperme pour séparer les deux cotylédons. Les cotylédons portant l'embryon sont mis en imbibition dans une solution complexe de 1% de Triphenyl 2, 3, 5 c hlorure de tetrazolium (TTC) préparée 24 heures à l'avance, puis incubés pendant 9 heures à 35°C à l'obscurité dans une étuve. L'évaluation de la coloration topographique de l'embryon, des cotylédons, de la radicule et de l'endosperme de chaque graine a été établie selon l'échelle de coloration de Moore (voir tableau 1).

Tableau 1. Evaluation de la coloration topographique des graines par groupe selon le protocole de Moore (1985).

Groupes	Description	Viabilité
1	Coloration rouge uniforme de l'embryon et de la radicule	Très haute probabilité de germination
2	Coloration rose pâle de l'embryon et de la radicule	Haute probabilité de germination
3	Moitié des cotylédons non colorée	Faible germination
4	Radicule non colorée ou endommagée	Pas de germination
5	Pas de coloration	Pas de germination

3. Prétraitements

Un tri préalable selon la densité des graines n'a pas été effectué car des tests de germination préliminaires nous ont permis de constater que les graines flottantes et non flottantes ont les mêmes taux de germination. Avant chaque traitement, les graines sont mises à imbiber pendant 24 heures, à la température ambiante, dans de l'eau distillée. La désinfection, de même que la mise en germination ont été réalisées sous une hotte à flux laminaire pour chaque prétraitement.

3.1. Traitement à l'eau de Javel

3.1.1. Graines non scarifiées

Des lots de 20 graines de chaque espèce sont immergés dans de l'hypochlorite de sodium (NaOCl 8° chlorométrique) pour la désinfection. Celle-ci se fait sous une hotte à flux laminaire (en condition aseptique). Neuf temps de traitement (Tableau 2) ont été testés en plus du témoin pour chaque espèce. Il y aura donc autant de temps que de bocaux. En commençant par les temps les plus faibles, nous avons versé dans chaque bocal contenant 20 graines, environ 50 ml de NaOCl (8° chlorométrique) en prenant le soin de d'agiter régulièrement les bocaux. A l'issue de chaque temps de traitement, Les graines ont ensuite été rincées 3 fois à l'eau distillée stérilisée (autoclavage à 120 °C pendant 20 mn). Puis, nous les avons mises à imbiber pendant 24 heures avec de l'eau distillée stérilisée.

3.1.2. Graines décortiquées

Des lots de 20 graines décortiquées de chaque espèce seront traités suivant le même procédé mais pour des durées de traitement moins importantes (voir tableau 3) et avec un temps d'imbibition post-traitement de 5 à 6 heures.

3.2. Traitement au chlorure mercurique

3.2.1. Graines non scarifiées

Pour ce traitement de désinfection, les graines sont immergées dans une solution de chlorure mercurique (1‰) pour différents temps de traitement. Pour chaque temps de traitement, un lot de 20 graines est utilisé (voir tableau 4). Nous avons commencé avec les temps les plus faibles pour terminer avec les plus élevés. Lors du trempage, nous avons pris le soin d'agiter régulièrement les bocaux. Les graines traitées sont ensuite rincées 6 fois avec de l'eau distillée stérilisée (120 °C pendant 20 minutes) puis mises en imbibition pendant 24 heures dans l'eau distillée.

3.2.2. Graines décortiquées

Dans ce cas, nous avons utilisé des lots de 20 graines décortiquées préalablement trempées pendant 2 heures dans de l'eau distillée. Le même procédé est utilisé pour les graines non décortiquées mais avec des temps de traitement moins importants (voir tableau 5) et un temps de trempage post-traitement de 2 à 3 heures.

3.3. Traitement à l'acide sulfurique

Pour ce traitement, des lots de 20 graines de ces différentes espèces ont subi une scarification chimique à l'acide sulfurique (H₂SO₄) concentré (95 %) à différents temps donnés dans le tableau 6 ; à raison de 20 graines par traitement. Ainsi, 12 traitements (voir tableau 6) ont été effectués. Les traitements sont réalisés en conditions aseptiques. Les bocaux contenant les lots de graines sont placés sous la hotte. En commençant par les temps les plus longs on met dans chaque bocal la même quantité d'acide sulfurique sous agitation douce pour assurer une bonne immersion des graines, puis on chronomètre le temps désiré. A l'issue de chaque traitement, on effectue 6 rinçages successifs des graines à l'eau distillée stérile (120 °C pendant 20 mn). Les graines sont ensuite imbibées pendant 24 h dans de l'eau distillée stérilisée avant leur mise en culture.

4. Germination *in vitro*

Le milieu utilisé de culture utilisé est le sable de mer stérilisé préalablement lavé à l'eau de robinet pendant 24 h puis avec de l'eau distillée pendant 24 h également. La stérilisation s'est faite par autoclavage (120°C pendant 1 heure). Les graines sont mises à germer dans des bocaux contenant 2 à 3 cm de ce sable en raison de 10 graines par bocal. Les bocaux seront ensuite placés dans l'étuve où règne une température d'environ 29 ± 1°

C. Toutes les 24 heures on effectue un relevé du nombre de graines germées (la percée radiculaire étant retenue comme critère de germination) et sur le nombre de graines infectées pendant 1 mois. Ainsi il nous sera possible de donner les taux de germination et d'infection pour chaque traitement. Ce qui nous renseigne à la fois sur l'efficacité de chaque désinfectant et du mode de scarification.

Ces pourcentages ou taux de germination et d'infection sont définis comme suit :

$$\text{Taux de germination} = \frac{\text{Nombre de graines germées}}{\text{Nombre total de graines mises à germer}} \times 100$$

$$\text{Taux d'infection} = \frac{\text{Nombre de graines infectées}}{\text{Nombre total de graines mises à germer}} \times 100$$

A partir de ces données, on construit les Tableaux, les courbes et/ou les histogrammes du taux de germination et d'infection en fonction du temps de suivi.

5. Influences de la température et la lumière

5.1. Influence de la température

6 températures (17°C, 23°C, 27°C, 30°C, 38°C, 42°C) ont été testées pour ces 3 espèces. Pour chaque espèce et pour chaque température, un lot de 20 graines a été utilisé. Il s'agit de graines décortiquées puis traitées à l'hypochlorite de sodium (8° chlorométrique) pendant 12 mn. Les graines ainsi traitées seront mises en culture à une température constante. Le milieu de germination est toujours du sable stérilisé (autoclavage à 120° C pendant 1 h). Toutes les 24 heures un comptage du nombre de graines ayant germées est effectué pour chaque traitement thermique.

5.2. Influence de la lumière

Pour étudier le rôle de la lumière sur la germination des graines de ces 3 espèces, nous avons également utilisé des lots de 20 graines (2 lots par espèce) décortiquées et traitées à l'hypochlorite de sodium (8°chlorométrique) pendant 12 minutes. Dans chaque bocal d'une capacité de 660 cm³ et contenant du sable stérilisé, 10 graines sont

ensemencées. Un lot est mis à germer à la lumière continue, un autre à l'obscurité à $29^{\circ}\pm 1$. Un lot est mis à germer à la lumière continue, un autre à l'obscurité à la température ambiante du labo qui varie autour de 25 à 29°C . Des relevés du nombre de graines germées ont également été effectués toutes les 24 heures.

6. Analyse statistique

Les différents résultats obtenus seront analysés grâce au logiciel statistique StatView. Nous avons procédé à une comparaison multiple de moyennes après analyse de variances (ANOVA, Tableau de moyennes) suivi du test Student-Newman-Keuls qu'on confirmera, si nécessaire, par le test de Fisher.

Tableaux 2. Durées de trempages dans l'hypochlorite de sodium (8°) de semences non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona muricata*, *Annona squamosa* et *Annona senegalensis*.

Traitements	T0	T10	T20	T30	T40	T50	T60	T70	T80	T90
Temps (minutes)	0	10	20	30	40	50	60	70	80	90

Tableau 3. Durées de trempages dans l'hypochlorite de sodium (8°) de semences décortiquées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona muricata*, *Annona squamosa* et *Annona senegalensis*.

Traitements	T0	T03	T05	T08	T10	T12	T15
Temps (minutes)	0	3	5	8	10	12	15

Tableaux 4. Durées de trempage dans du chlorure mercurique (1‰) de semences non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées : *d'Annona muricata*, *Annona squamosa* et *Annona senegalensis*.

Traitements	T0	T05	T10	T15	T20
Temps (minutes)	0	5	10	15	20

Tableau 5. Durées de trempage dans du chlorure mercurique (1‰) de semences décortiquées de 3 espèces d'Annonacées : *Annona muricata*, *Annona squamosa* et *Annona senegalensis*.

Traitements	T0	T02	T04	T06	T08
Temps (minutes)	0	2	4	6	8

Tableau 6. Durées de trempage dans l'acide sulfurique (95 %) de semences de 3 espèces d'Annonacées : *Annona muricata*, *Annona squamosa* et *Annona senegalensis* :

Traitements	T05	T10	T15	T20	T25	T30	T35	T40	T45	T50	T55	T60
Temps (minutes)	5	10	15	20	25	30	35	40	45	50	55	60



RESULTATS

Tableau 7. Test de viabilité réalisé sur des lots de graines des 3 espèces d'Annonacées : *Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.

Lots	Groupes	1	2	3	4	5
	Description	Coloration rouge uniforme de l'embryon et de la radicule	Coloration rose pale de l'embryon et de la radicule	Moitié des cotylédons non colorée	Radicule non colorée ou endommagée	Pas de coloration
<i>A .senegalensis</i>	NGC	3	12	1	4	0
	PR (%)	15	60	5	20	0
<i>A.squamosa</i>	NGC	20	0	0	0	0
	PR (%)	100	0	0	0	0
<i>A.muricata</i>	NGC	20	0	0	0	0
	PR (%)	100	0	0	0	0

NGC : Nombre de graines colorées ; **PR** : pourcentage par rapport à l'effectif total testé

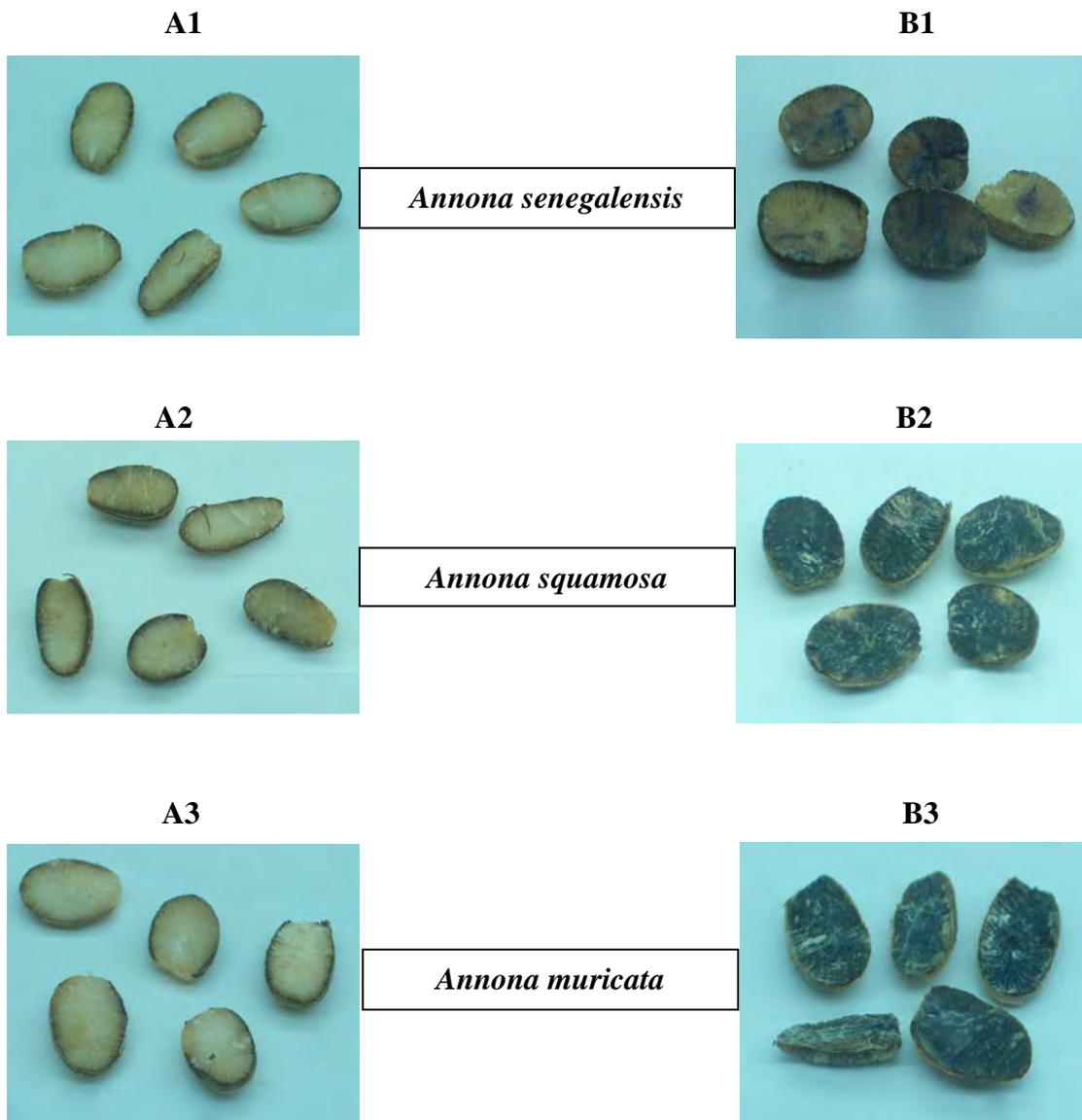


Planche 7. Aspects des graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées :
Annona senegalensis, *A. squamosa* et *A. muricata*.

A1, A2, A3. Graines sans téguments sectionnées

B1, B2, B3. Graines sectionnées colorées après le test de viabilité au TTC (1%).

RESULTATS

1. Test de Viabilité

Les résultats sont représentés par le tableau 7.

Toutes les graines testées appartiennent au groupe 1 du tableau de Moore pour *A. squamosa* et *A. muricata*. On observe une coloration rouge uniforme de l'embryon et de la radicule. Donc, toutes les graines sont susceptibles de germer si elles sont placées dans des conditions favorables. Pour *A. senegalensis*, 15% appartiennent au groupe 1 ; 60% au groupe 2. Ces graines qui représentent 75 % de notre échantillonnage ont donc une haute probabilité de germination. 5% des graines testées ont une moitié de leur cotylédon non colorée ; ces graines appartiennent donc au groupe 3. Pour les 20 % de graines d'*A. senegalensis* la radicule n'est pas colorée. Elles appartiennent donc au groupe 4 de Moore. Elles ne pourront pas germé.

2. Traitement à l'eau de javel

2.1. Graines non scarifiées

2.1.1. Temps de latence

Il y'a eu germination pour tous les traitements au 7^{ième} jour chez *Annona squamosa*. C'est le temps de latence pour cette espèce. Ce temps est de 10 jours chez *Annona muricata*. Chez *Annona senegalensis*, il y'a eu germination au 8^{ième} jour au niveau des traitements T0, T20, T40, T70 et T90 et au 9^{ième} jour pour T10, T30, T50 et T80.

2.1.2. Taux de germination et d'infection

Les résultats sont représentés par les Graphiques des figures 1 et 2.

Jour 5 : nous n'avons pas eu de germination chez toutes les espèces tandis que les taux d'infection atteignent déjà 60 % (T0) et 10 % (T10) chez le corossol (*A. muricata*), 55 % (T0) et 5 % (T10) chez le dugor (*A. senegalensis*) tandis que chez la pomme cannelle (*A. squamosa*), nous n'avons eu infection qu'à T0 avec 45 % de taux de contamination.

Jour 10 : il y'a eu germination pour tous les traitements chez *A. squamosa* et *A. senegalensis*. Pour la première espèce, le taux maximum de germination est obtenu au niveau de T0, T50 et T90 avec 30 % tandis que pour la seconde, le taux maximum obtenu est de 15 % en T10 et T20. Pour *Annona muricata*, il n'y a pas de germination pour tous les traitements.

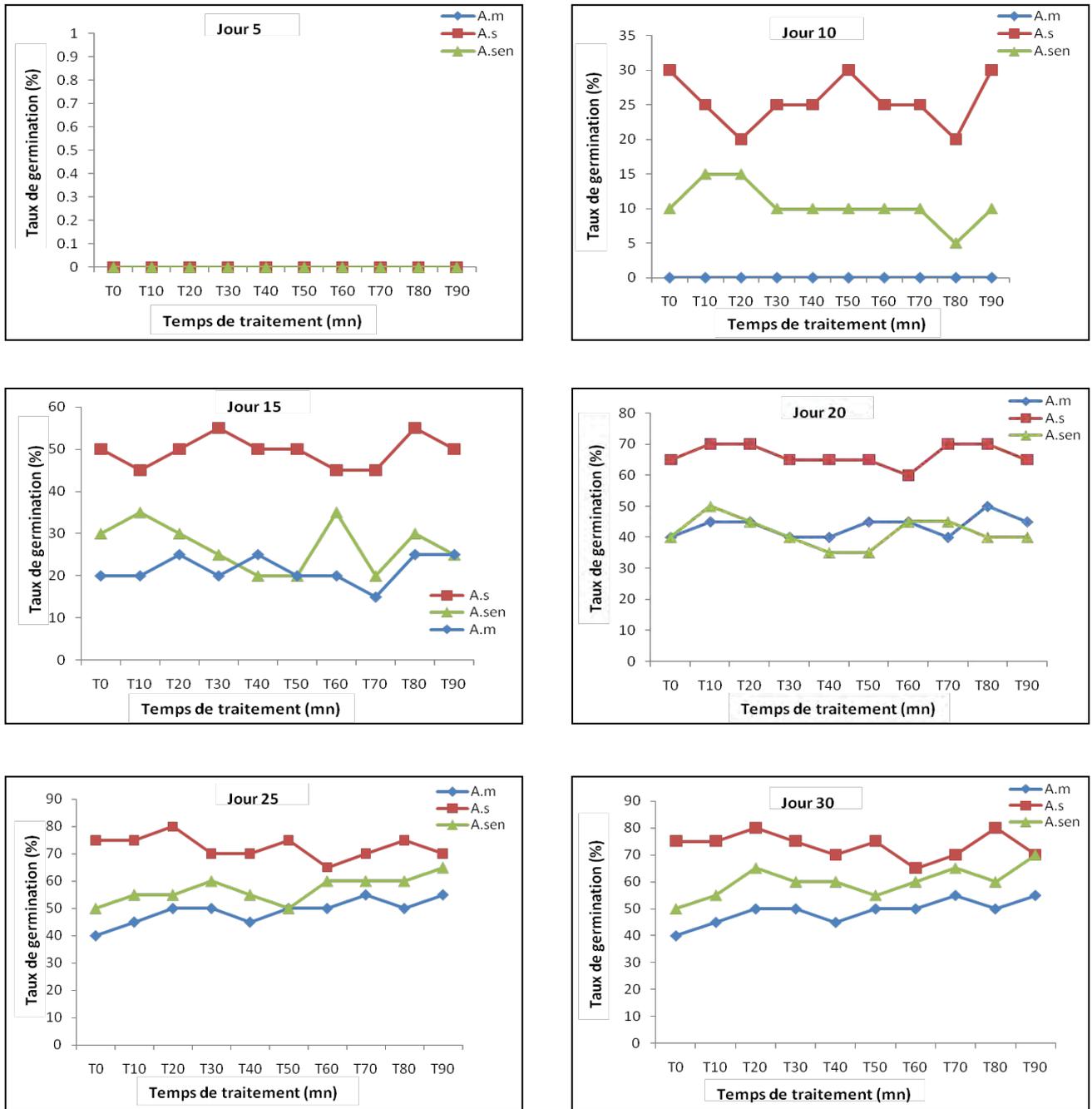


Figure 1. Evolution des taux de germination de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacée (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

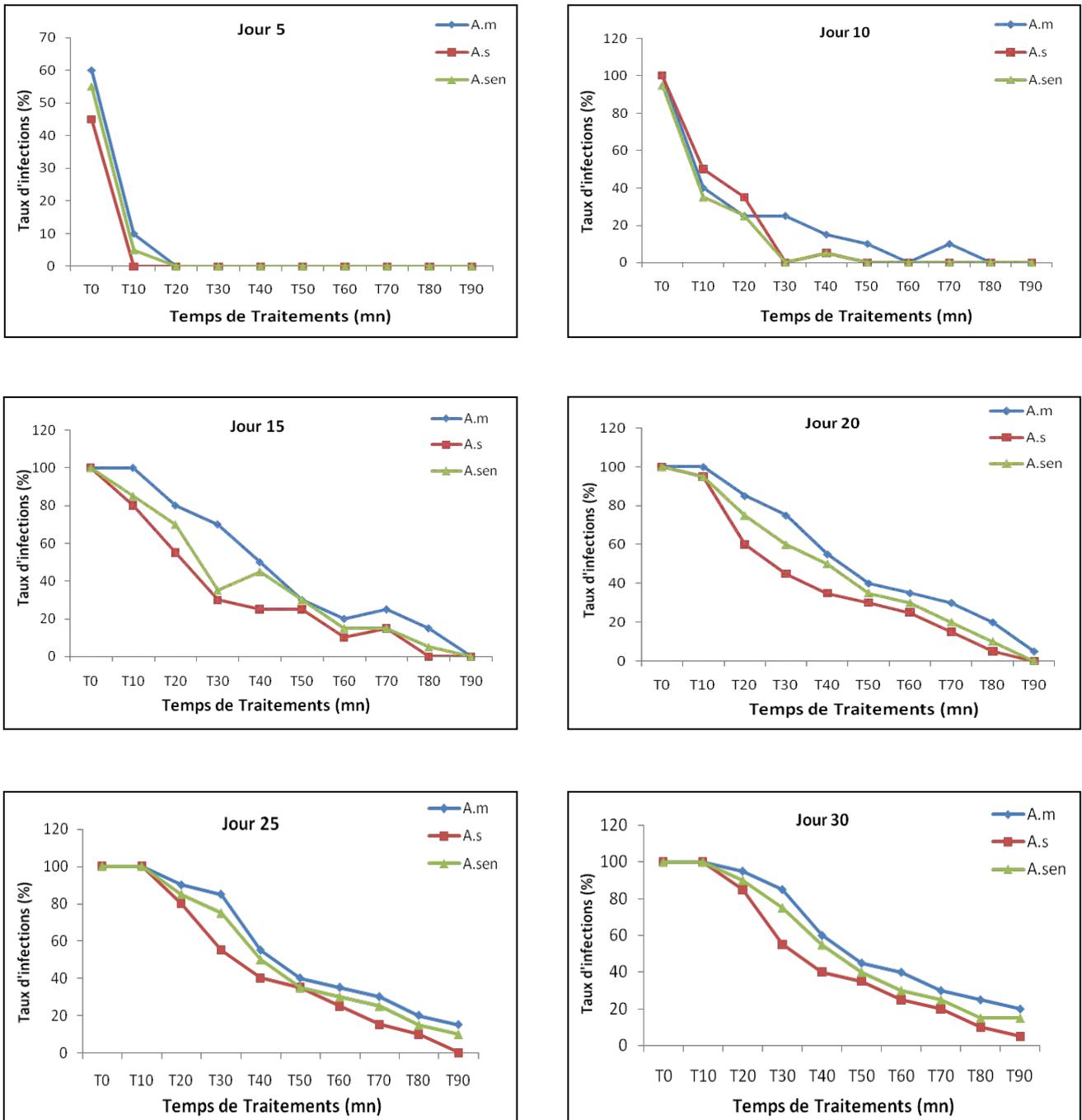


Figure 2. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

Le taux d'infection est de 100% pour *A. squamosa* et *A. muricata* et de 95% pour *A. sénégalensis* pour le temps de traitement T0. Chez *A. muricata*, il y'a des infestations pour tous les traitements sauf T60, T80 et T90 alors que pour les 2 autres espèces il y'a contaminations au niveau des traitements T0, T10, T20 et T40.

Jour 15 : pour la pomme cannelle (*A. squamosa*), les taux de germination varient entre 55 % (T3 et T8) et 45 % (T10, T60 et T70). Un taux de 50 % est obtenu pour les autres traitements. Chez *A. senegalensis*, ils varient de 35 % (T10 et T60) à 20 % (T40, T50 et T70). Chez *A. muricata* le taux maximal de germination est obtenu avec les temps de trempage T20, T40, T80 et T90 avec un taux de germination de 25 % tandis que le taux minimum de 15 % est obtenu pour T70.

Les infestations continuent d'augmenter pour tous les traitements sauf le traitement T90 pour toutes les espèces même si les taux varient d'une espèce à l'autre. Ils diminuent à mesure que le temps de traitement est important. Les taux de contaminations sont plus ou moins élevés de manière générale pour tous les temps de traitement chez *A. squamosa*. Ils sont plus importants chez *A. muricata*.

Jour 20 : pour T10, T20, T70 et T80, le taux de germination est de 70 %. C'est le taux maximal pour cette espèce. Le taux minimal est de 60 % et est obtenu pour le temps T60. Pour les 2 autres espèces, on a quasiment les mêmes taux de germination qui varient de 50 % (T10 pour *A. senegalensis* et T80 pour *A. muricata*) à 35 % (pour *A. senegalensis* à T40 et T50) ou 40 % pour *A. muricata* (en T0, T30, T40 et T70).

Les infections continuent à augmenter pour tous les traitements. Pour T10, les taux sont de 100 % pour les graines de corossol et 95 % pour celles des 2 autres espèces. À T80, nous avons 15 % pour le corossol (*A. muricata*), 10 % pour le dugor (*A. senegalensis*) et 5% pour la pomme cannelle (*A. squamosa*). Au temps T90, nous n'avons constaté de contamination que chez *A. muricata* avec 5 % des graines qui sont infectées.

Jour 25 : chez *A. squamosa*, le taux de germination augmente pour beaucoup de traitements. Il varie entre 80 % (T20) et 65 % (T60). Pour les 2 autres espèces, les taux sont, d'une manière générale, légèrement supérieur chez le dugor (*A. senegalensis*) chez qui ils varient entre 65 % pour T90 et 50 % pour T0 et T50. Chez le corossol (*A. muricata*), ce taux est compris entre 40 % (T0) et 55 % (T70 et T90).

Le taux d'infection atteint 100 % chez toutes les espèces pour T0 et T10 et reste très élevé pour les traitements T20 (où il toujours supérieur à 80 %) et T30 où le plus faible taux est obtenu chez *A. squamosa* avec 60 %. Ce taux diminue pour toutes les espèces lorsque le temps de traitement augmente. Pour T90, nous n'avons pas eu d'infestation chez la pomme



Planche 8. Graines germées après 30 jours chez 3 espèces d'Annonacées :
Annona senegalensis, *A. squamosa* et *A. muricata*.

- A. *Annona senegalensis*
- B. *Annona squamosa*
- C. *Annona muricata*

cannelle (*A. squamosa*) tandis que 10 % et 15 % de contamination ont été recueillis respectivement chez le dugor (*A. senegalensis*) et le corossol (*A. muricata*).

Jour 30 : les taux de germination varient peu chez toutes les espèces. Le taux maximal est de 80 % chez *A. squamosa* (T20 et T80), de 70 % chez *A. senegalensis* (T90) et 55 % pour *A. muricata* (T70). Les taux restent inchangés chez le corossol (*A. muricata*) qu'au 25^{ème} jour. Chez la pomme cannelle (*A. squamosa*), le taux le plus faible reste celui de T60 (65 %). Il est de 75 % (pour T0, T10, T30 et T50) et 70 % pour T40, T70 et T90.

Les taux d'infection restent très élevés pour T20 (80 % pour *A. squamosa*, 90 % pour *A. senegalensis* et 95 % pour le corossol) et T30 où le taux le plus faible est obtenu chez la pomme cannelle (*A. squamosa*) avec 60 % comme au jour 25. Chez *A. muricata*, le taux d'infection est de 85 % tandis que chez *A. senegalensis* il est de 75 %. Ce taux diminue sensiblement de T30 à T90 où on note des taux de 20 % (*A. muricata*), 15 % (*A. senegalensis*) et 5 % (*A. squamosa*).

D'une manière générale, on note des pourcentages de germination plus élevés chez *A. squamosa* et moins élevés pour *A. muricata* chez qui on a noté les plus forts taux d'infections.

2.2. Graines décortiquées

2.2.1. Temps de latence

Pour *A. squamosa*, il y'a eu germination au bout de 5 jours pour T0, T03, T05 et T08 et 6 jours pour T05 et T08. Pour *A. muricata*, le temps de latence est de 9 jours pour T12 et T15, alors que pour les autres traitements il est de 8 jours. Pour *A. senegalensis*, nous avons constaté les premières germinations au 7^{ème} jour pour T0, T03, T05, T10 et au 8^{ème} jour pour T08 et T12. Pour T15, on n'a eu germination qu'au bout de 9 jours.

2.2.2. Taux de germination et d'infection

Les résultats sont représentés par les graphes des figures 3 et 4.

Jour 5 : nous n'avons constaté des germinations que pour les graines de pomme cannelle avec des taux de 10 % pour T0, T03 et T12 ou de 5 % pour T10.

Les taux d'infection sont de 75 % pour *Annona squamosa*, de 80 % pour *Annona sénégalensis* et de 95 % chez *Annona muricata* pour T0 tandis que pour le traitement T03, on note des taux de 25 % pour le premier, de 15 % pour le second et de 35 % pour le troisième. Ces taux restent faibles en T05 (5 % pour *Annona muricata* et *Annona sénégalensis*) et T08 (10 % pour *Annona muricata* et 5 % pour *Annona squamosa*). Pour les autres temps il nous n'avons pas constaté d'infection.

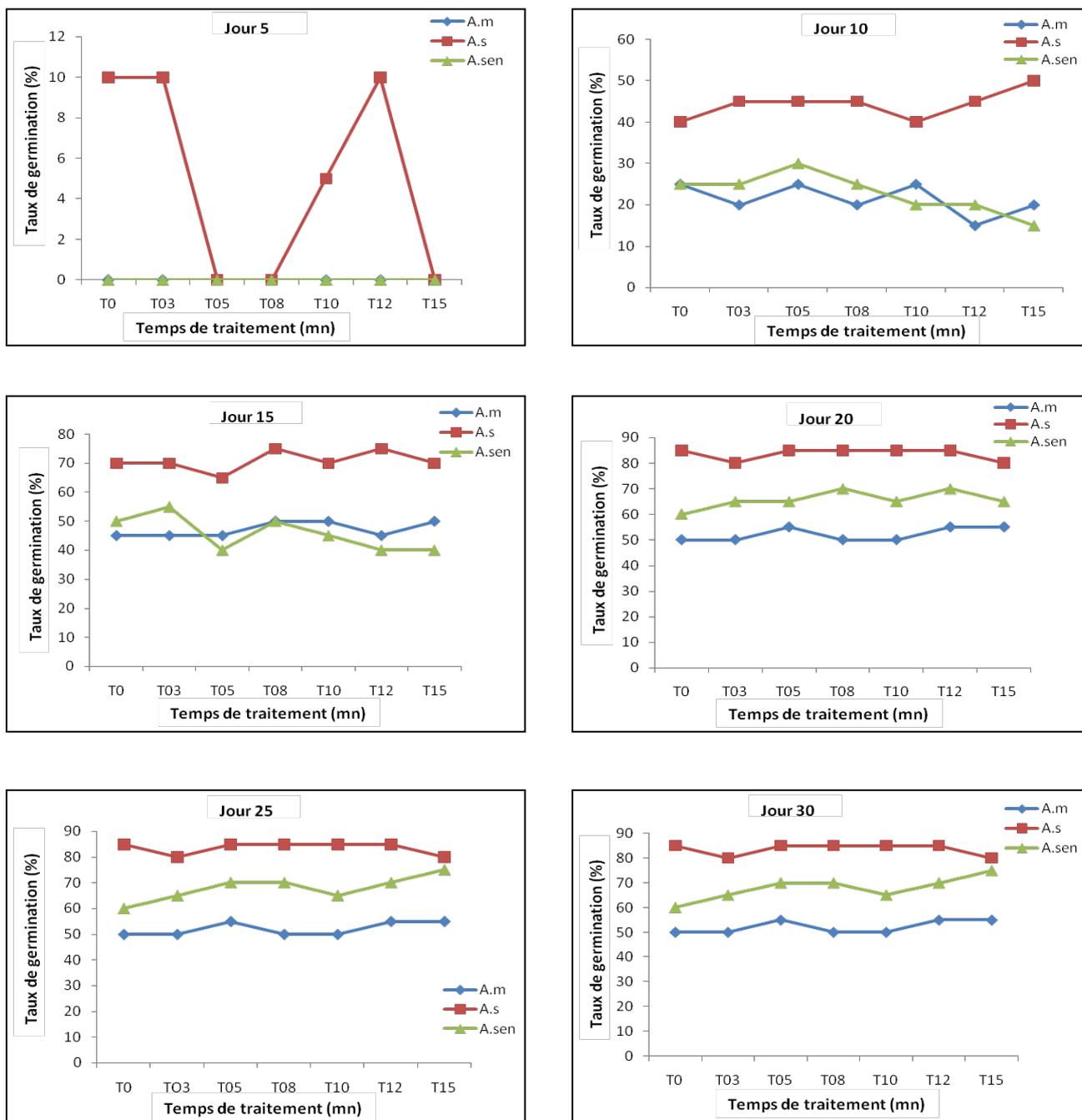


Figure 3. Evolution pendant 30 jours des taux de germination de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

Jour 10 : Chez *A. squamosa*, les taux de germination sont de 50 % pour T15, de 45 % pour T03, T05, T08 et T12 alors que pour T10 le taux est de 40%. Chez *A. senegalensis*, les taux sont compris entre 30 % pour T05 et 15% pour T15 tandis que pour *A. muricata* ils sont compris entre 25 % (T0, T05 et T10) et 15% pour T12.

Nous observons 100 % d'infection pour toutes les espèces en T0 .Ce taux reste élevé pour T03 pour qui on a 65 % chez *Annona muricata*, 60% chez *Annona squamosa*, 40% chez *Annona senegalensis* et en T05 pour les graines d'*Annona senegalensis* avec 55 %. Pour les autres traitements, les infections restent inférieures à 20 % (15 % pour *A. muricata* et 10 % pour *A. squamosa*).

Jour 15 : Chez la pomme cannelle (*A. squamosa*), le taux de germination est compris entre 75 % (T08 et T12) et 65 % (T05). Pour T0, T03, T10 et T15 le taux de germination est de 70 %. Pour le dugor (*A. senegalensis*), le taux maximum est obtenu pour T03 (55 %) et le taux minimum pour les temps T05, T12 et T15 avec 40 %. Chez le corossol (*A. muricata*) par contre, les taux de germination sont de 50% pour T08, T10 et T15 et de 45% pour les autres temps d'imbibition.

Les taux d'infection restent très élevés pour les temps T0 et T03 (plus de 80% pour toutes les espèces). Pour T05, il y'a respectivement 90 %, 80 % et 70 % pour *A. muricata*, *A. senegalensis* et *A. squamosa*. Ce taux d'infection reste inférieur à 40 % pour les autres temps de traitement sauf pour *A. muricata* pour T08 avec lequel nous avons 40 % de graines infectées.

Jours 20 : Chez *A. squamosa*, nous constatons 80 % des graines qui ont germé pour les temps de traitement T03 et T15 et 85 % pour T0, T05, T08, T10 et T12. Chez le dugor (*A. senegalensis*) on a 60 % pour T0, 65 % pour T03, T05, T10, et T15. Un taux maximal de 70 % est obtenu pour T08 et T12. Pour les graines de corossol (*A. senegalensis*) il y a 50 % pour T0, T03, T08 et T10 tandis qu'en T05, T12 et T15 ce taux est de 55 %.

Les taux d'infection sont de 100 % pour toutes les espèces pour les temps de traitement T0 et T03 alors que pour T08 il y'a 75 % d'infection pour la pomme cannelle, 85 % pour le dugor et 90 % pour le corossol (*A.muricata*). Pour T08 on a 50% pour le dugor (*A. senegalensis*), 45 % pour le corossol (*A.muricata*) et 40 % pour la pomme cannelle (*A. squamosa*). Pour T10 on a des Taux de 40 % (dugor et corossol) et 30 % (pomme cannelle). Chez *A. senegalensis*, en T12 et T15 nous avons recueilli respectivement des taux de 35 et 30 %. Chez le corossol (*A.muricata*), il y'a 30 et 25 % pour ces 2 temps chez qui on a respectivement 20 et 15 %.

Jour 25 : les taux de germination restent les mêmes pour toutes les espèces.

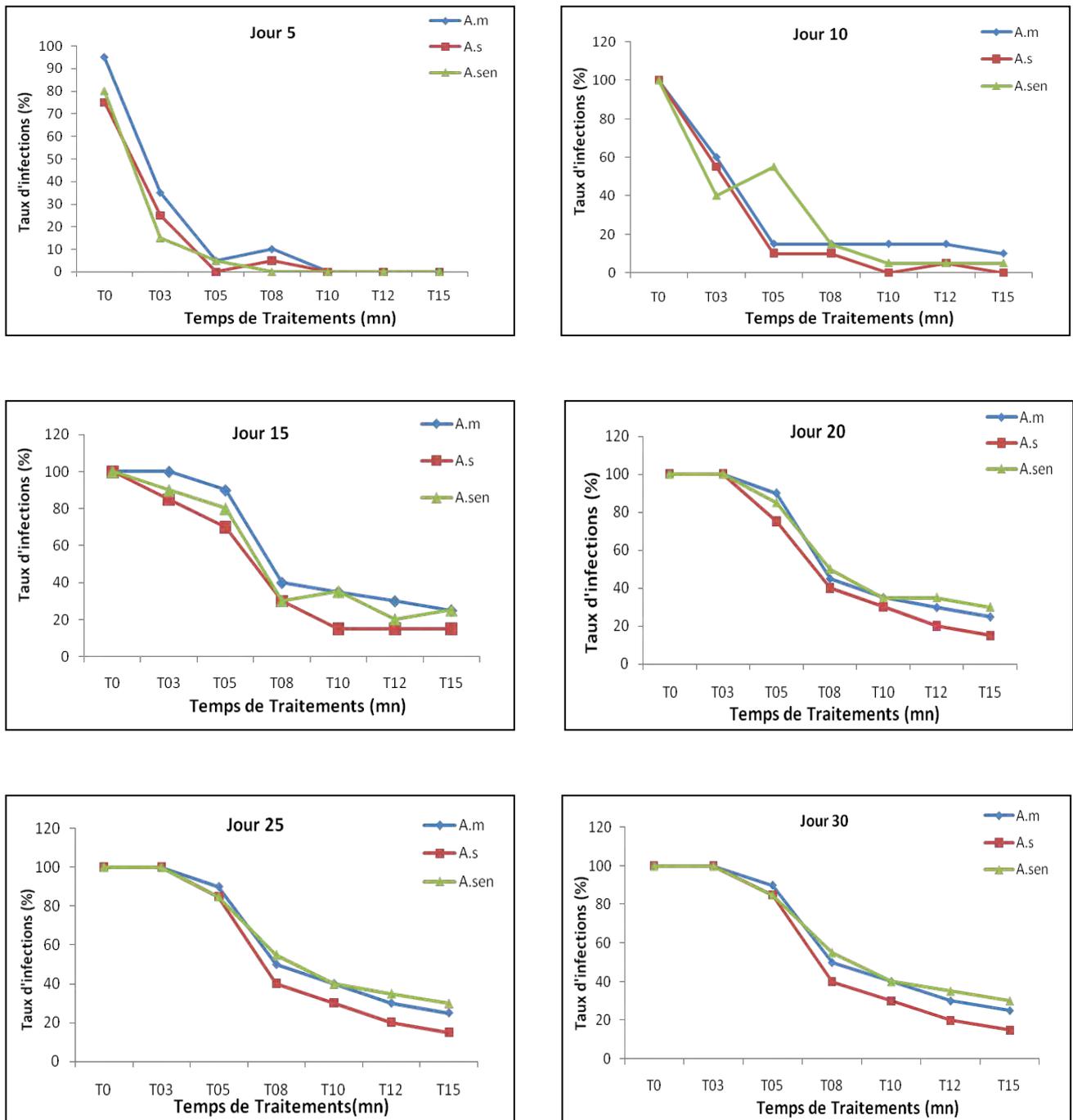


Figure 4. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées à l'hypochlorite de sodium en fonction du temps de traitement.

En T05 les Taux d'infection sont de 85 % pour *A. senegalensis* et *A. squamosa* alors que pour *A. muricata* on a 90 %. Chez le corossol on a 50 % (T08), 40 % (T10), 30 % (T12) et 25 % (T15). Pour *A. senegalensis* on a 55 %, 40 %, 30 % et 25 %, respectivement pour T08, T10, T12 et T15. Pour *A. squamosa* nous avons 40 %, 30 %, 20 % et 15 %.

Jour 30 : les taux de germination et d'infection sont restés les mêmes pour toutes les espèces.

3. Traitement au chlorure mercurique

3.1. Graines non scarifiées

3.1.1. Temps de latence

Les premières germinations ont été observées pour *A. squamosa* au 7^{ième} jour (T0), au 9^{ième} jour (T10, T15, T20) et au 10^{ième} jour (T05). Chez *A. muricata*, il y'a eu germination pour tous les temps de traitement à partir du 11^{ième} jour sauf pour T20 chez qui on n'a eu germination qu'au bout de 12 jours après mise en culture des graines. Au bout de 8 jours les premières graines ont germé chez *A. senegalensis* pour T0 et T10 alors que pour T10, T15, et T20, il y'a eu germination au bout de 9 jours. Pour T05 les premières graines ont germé au 10^{ième} jour.

3.1.2. Taux de germination et d'infection

Les résultats sont représentés par les graphiques des figures 5 et 6.

Jour 5 : il n'y a pas de germination pour tous les temps de traitement au chlorure mercurique.

Les seules infections ont été notées pour T0 (25 % chez *A. muricata*, 20 % chez *A. squamosa* et 15 % chez *A. senegalensis*).

Jour 10 : nous n'avons noté aucune germination avec les graines d'*A. muricata*. Chez *A. squamosa*, les taux de germination sont de 15 % pour T0, 5 % pour T05 et T20 et 10 % pour T10 et T15. Chez *A. senegalensis*, les taux de germination sont de 10 % pour T0 et T05, 5 % pour T10 et T15. Pour T20 nous n'avons pas noté de germination.

Les taux d'infection sont de 40 % chez le corossol en T0, de 10 % pour T5 tandis que pour les autres temps il n'est pas noté d'infection chez cette espèce. Pour *A. senegalensis*, les taux d'infection sont de 20 % en T0 et 5 % pour T10 pour les autres traitements, il n'y a pas de germination. Chez *A. squamosa*, seules des graines de T20 (20 %), T05 et T10 (5 %), ont germé.

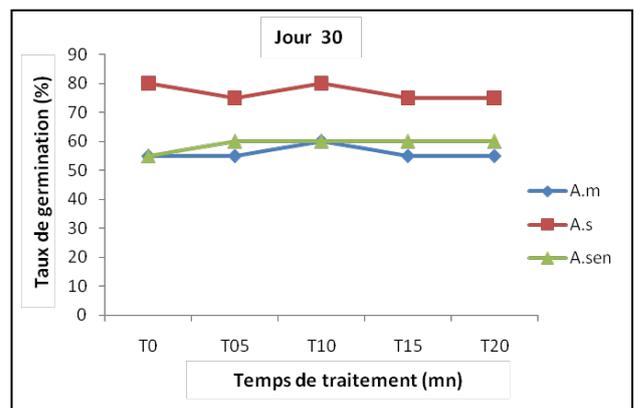
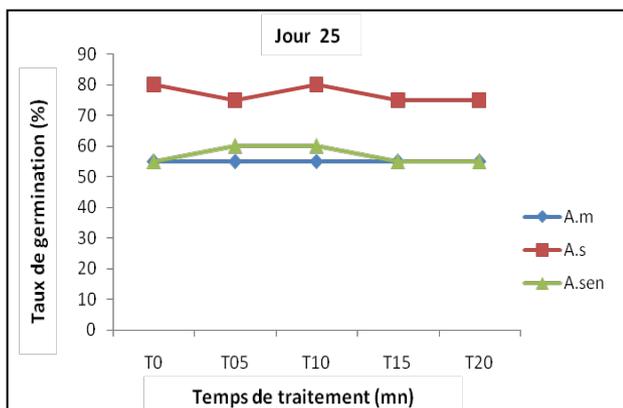
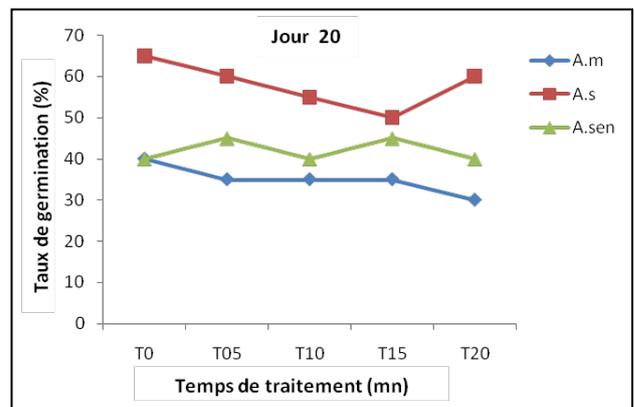
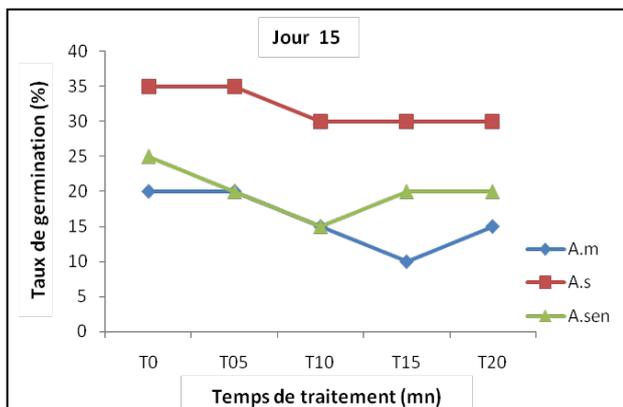
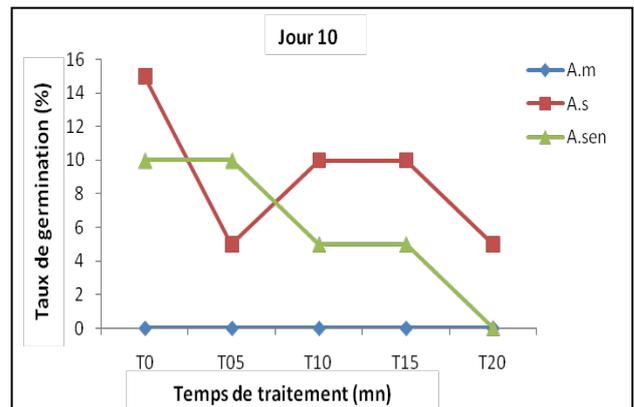
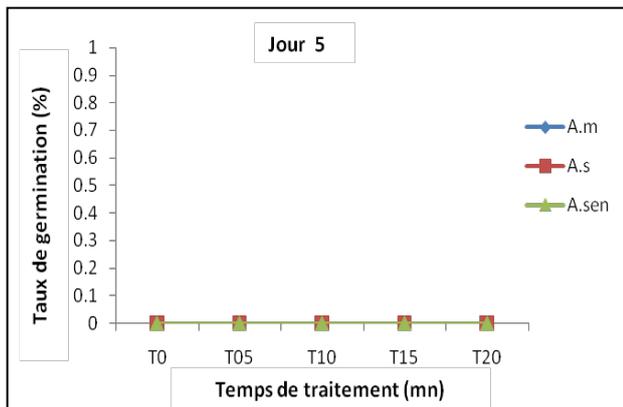


Figure 5. Evolution des taux de germination de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.

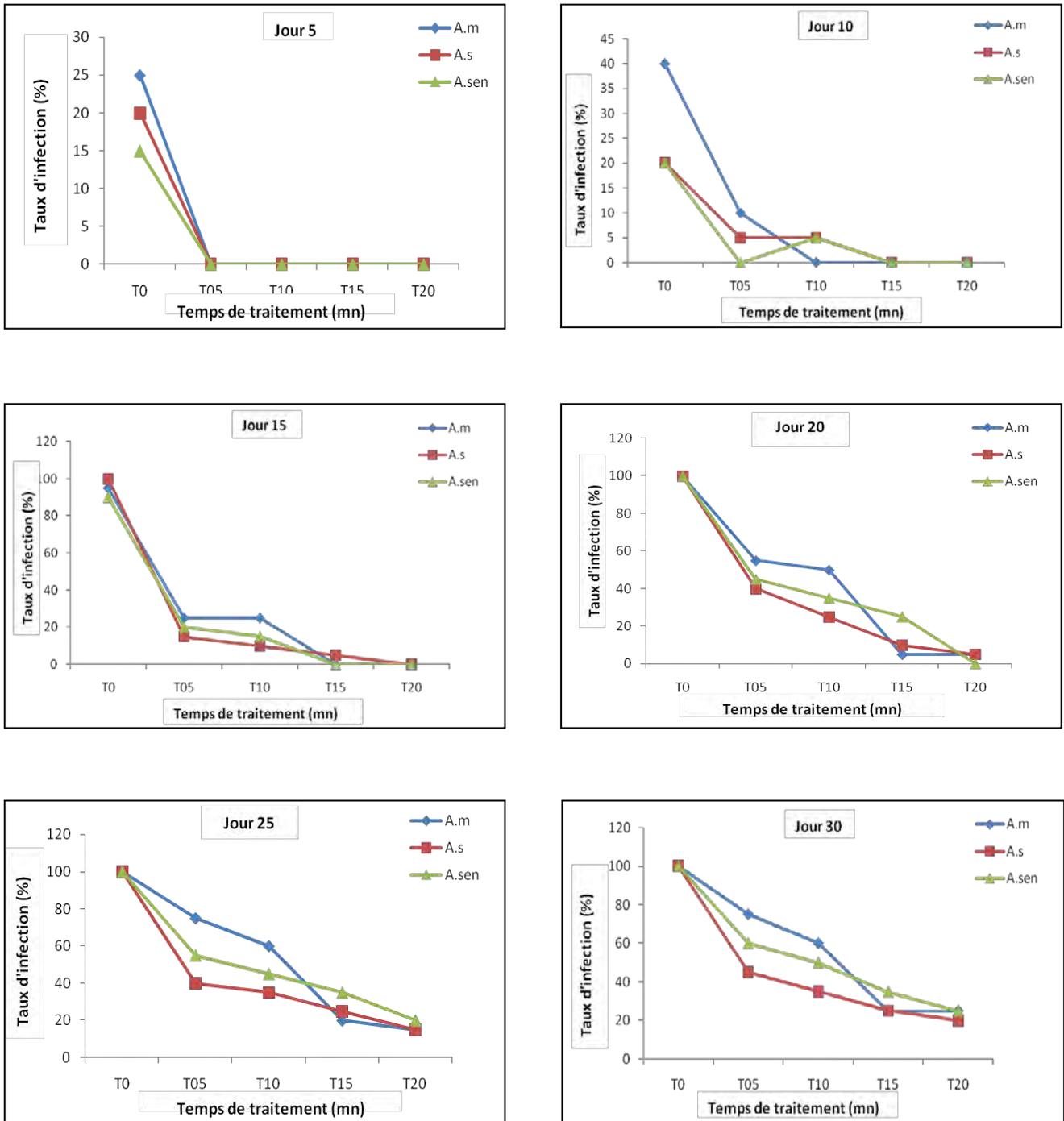


Figure 6. Evolution des taux d'infection de graines non scarifiées de 3 espèces d'Annonacée (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*) traitées au chlorure mercurique en fonction du traitement.

Jour 15 : chez la pomme cannelle, 35 % des graines ont germé pour T0 et T05 et 30 % pour T10, T15 et T20 alors que pour *A. senegalensis*, nous avons relevé 25 % de taux de germination en T0, 20 % T05, T15 et T20 et 15 % pour T10. Pour le corossol, le taux maximum de germination est de 20 % (T0 et T05) alors que le taux minimum de germination est de 10 % (T10). Pour T10 et T20, un pourcentage de germination de 15 % a été obtenu.

Les taux d'infection deviennent moins importants pour toutes les espèces à mesure que le temps d'imbibition augmente. Chez *A. squamosa*, ils passent de 100 % pour T0 à 5 % pour T15 en passant par 15 % pour T05 et 10 % pour T10. Pour le dugor, ce taux est de 90 % pour T0, de 20 % pour T05 et de 10 % pour T10. Pour T15 il n'est pas noté de contamination chez cette espèce tout comme chez *A. muricata* où le taux d'infection est de 95 % pour T0, 25 % pour T05 et T10. Au temps T20 nous n'avons pas relevé de contamination chez aucune de ces 3 espèces d'Annonacées.

Jour 20 : les taux de germination relevé s'élèvent à 65 % (T0), 60 % (T05 et T20), 55 % (T10) et 50 % (T15) chez *A. squamosa*. Pour *A. senegalensis*, ils s'élèvent à 40 % (T0, T10 et T20) et 45 % (T05 et T15) alors que pour *A. muricata*, les taux sont de 40 % (T0), 35 % (T05 T10 et T15), et 30 % (T20).

Toutes les graines du témoins sont contaminées. Pour *A. muricata*, nous avons noté 55 % de graines infectées en T05, 50 % pour T10 et 5 % pour T15 et T20. Pour *A. senegalensis*, nous avons 45 % pour T05, 35 % pour T10 et 25 % pour T15 alors qu'en T20, nous n'avons pas encore d'infection. Chez *A. squamosa*, on a respectivement 40 %, 25 %, 10 % et 5% respectivement pour T05, T10, T15 et T20.

Jour 25 : il y'a 80 % de germination pour T0 et T10 et 75 % pour T05, T15 et T20 chez *A. squamosa*. Chez *A. senegalensis*, il y'a 60 % des graines qui ont germé pour T05 et T10 et 55 % pour T0, T15 et T20. Chez *A. muricata*, le taux de germination est de 55 % pour tous les temps de traitement.

Pour *A. muricata*, les taux d'infection sont de 75 % pour T05, 60 % pour T10, 20 % pour T15 et 15 % pour T20. Chez *A. senegalensis*, on a 55 % pour T05, 45 % pour T10, 35 % pour T15 et 20 % pour T20. Chez *A. squamosa*, on a 40 % pour T05, 35 % pour T10, 25 % pour T15 et 15 % pour T20.

Jour 30 : les taux de germination sont restés les mêmes pour tous les temps de traitement chez *A. squamosa* alors que chez *A. muricata*, nous avons les mêmes taux de germination sauf pour T10 où on a 60 % de germination. Chez *A. squamosa*, un taux de 60 % de

germination est obtenu pour T15 et T20 ; pour tous les autres temps de traitement les taux sont restés les mêmes.

Chez *A. muricata*, on a 75 % de contamination pour T05, 60 % pour T10 et 25 % pour T15 et T20 alors que chez *A. squamosa* nous avons, respectivement, 45 %, 35 %, 25 % et 20 % pour T05, T10, T15 et T20. Pour les graines d'*A. Senegalensis*, on a noté des taux de 60 %, 50 %, 35 % et 20 % pour, respectivement, T05, T10, T15 et T20.

3.2. Graines décortiquées

3.2.1. Temps de latence

Chez *A. muricata*, les premières graines ont germé après 7 jours pour le témoin (T0), T02, et T08 alors que pour T04 nous avons eu germination à partir du 8^{ième} jour ; pour T06 le temps de latence est de 5 jours. Pour *A. squamosa*, il y'a germination au jour 5 pour le témoin et T02, au jour 6 pour T04 et au 7^{ième} jour pour T06 et T08. Pour *A. senegalensis*, aux temps T0, T02 et T04, le temps de latence est de 6 jours alors que pour T06 et T08 ce temps de latence est de 8 jours.

3.2.2. Taux de germination et d'infection

Les résultats sont représentés par les graphes des figures 7 et 8.

Jour 5 : il n'y a pas encore de germination chez *A. senegalensis* alors que chez *A. squamosa* nous avons obtenu 5 % de germination pour T0 et T02. Ce même taux est obtenu pour T06 chez *A. muricata*.

Le taux d'infection de 40 % chez le corossol pour le temps T0, passe à 10 % pour T02 et T04 alors que pour T06 et T08, on a pas noté de contaminations chez cette espèce tout comme chez les 2 autres espèces où il n'y a pas eu non plus de contamination pour T04. Pour *A. senegalensis*, le taux d'infection est de 30 % pour T0 et 15 % pour T02. Chez *A. squamosa*, le taux d'infestation passe de 35 % (T0) à 5 % (T02).

Jour 10 : 10 % des graines ont germé pour tous les temps chez *A. muricata* sauf pour le temps T08 chez qui seules 5 % des graines ont germé. Chez *A. senegalensis*, on a 15 % des graines qui ont germé dans tous les traitements sauf T02 pour qui nous avons un pourcentage de germination de 10 % tandis que chez *A. squamosa*, nous avons 25 % (T0 et T04), 20 % (T02 et T06) et 15 % de graines germées ont été observés.

Pour T0, le pourcentage de contamination est de 50 % pour *A. squamosa* et *A. muricata*. Pour cette dernière espèce ce taux est passé à 20 % pour T02 et 15 % pour le temps T04. Pour *A. squamosa*, nous avons 15 % pour T02 et 5 % pour T04. Chez *A. senegalensis*, nous

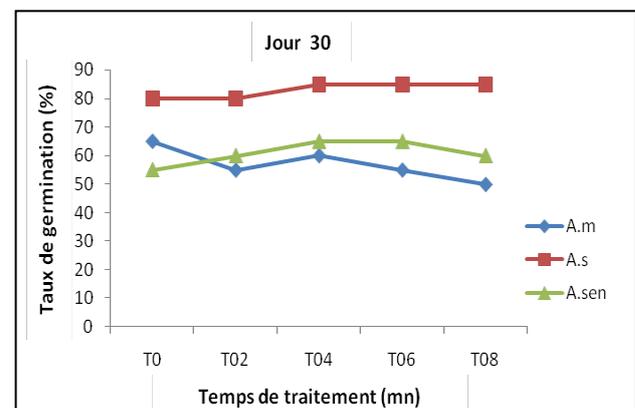
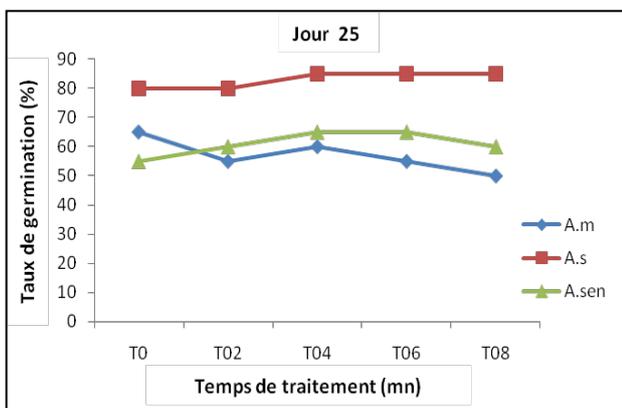
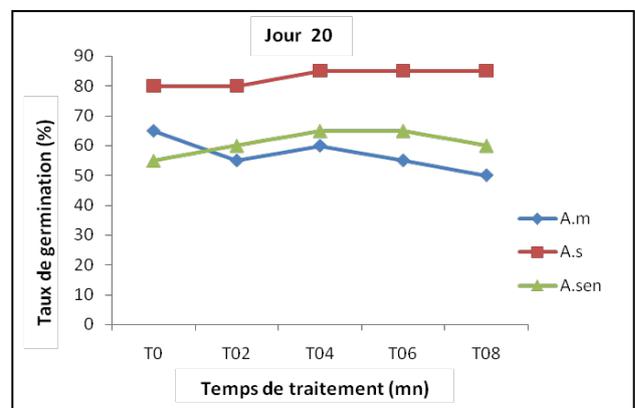
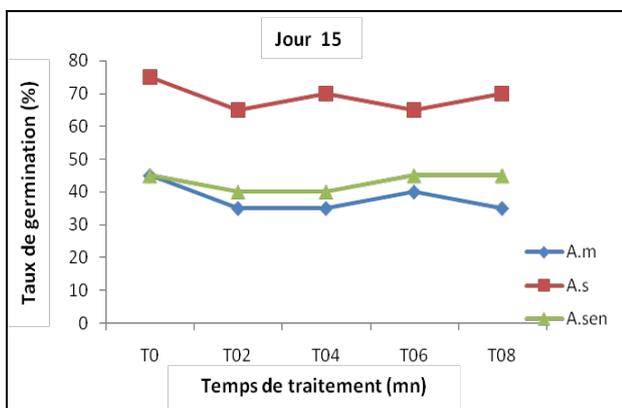
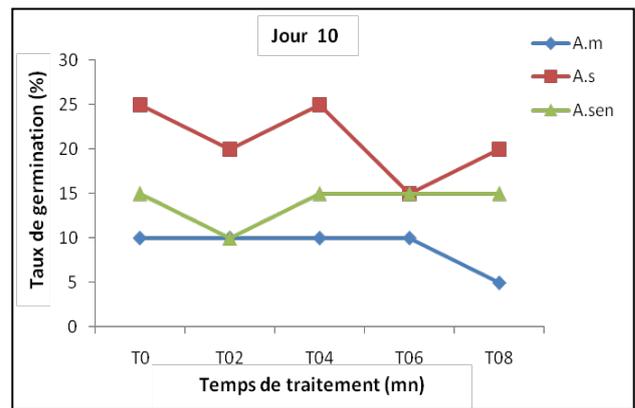
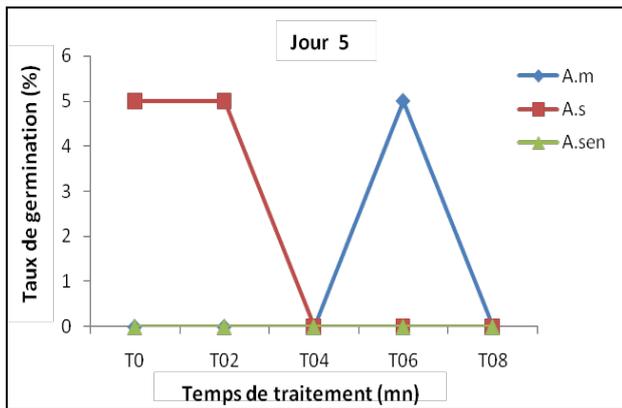


Figure 7. Evolution pendant 30 jours des taux de germination de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.

avons noté 55 % pour T0 et 15 % pour T02. Pour les autres traitements, il n'y a pas eu d'infection.

Jour 15 : chez *A. squamosa* qui a les taux de germination les plus élevés, nous avons 75 % des graines germées en T0, 70 % pour T04 et T06, T08, 65 % pour les temps T02 et T06. Pour *A. senegalensis*, on a un taux de 45 % pour T0, T06 et T08. Pour T02 et T04, ce taux est de 40 %. Chez *A. muricata*, ce taux passe de 45 % pour T0 à 40 % pour T06 et 35 % pour T02, T04 et T08.

Pour T0, le taux d'infection varie entre 100 % chez la pomme cannelle et le corossol et 95 % chez le dugor. Chez ce dernier ce taux est de 25 % pour T02, 10 % pour T04 et 5 % pour T06. Pour T06 et T08 il n'y a pas eu de contamination chez *A. squamosa* pour qui il y'a 20 % pour T02 et 15 % pour T04. Chez *A. muricata* on a noté 35 % d'infection pour T02, 20 % pour T04 et 10 % pour T06. A T08 il n'y a pas eu de germination pour aucune des 3 espèces.

Jour 20 : la germination est maximale pour *A. squamosa*, avec 80 % de germination pour T0 et T02 et 85 % pour T04, T06 et T08. Pour *A. senegalensis*, le taux de germination varie de 55 % pour T0 à 65 % pour T04 et T06 en passant par 60 % pour T02 et T08. Pour *A. muricata*, nous avons relevé 65 % pour T0, 60 % pour T04, 55 % pour T2 et T06 et 50 % pour T08.

Toutes les graines sont infectées pour T0. Les infections diminuent sensiblement lorsque le temps de traitement augmente. C'est ainsi qu'on passe de 55 % pour T02, 35 % pour T04 puis 20 % pour T06 et 5 % pour T08 chez *A. muricata*. Chez *A. senegalensis*, on a 50 % pour T02, 35 % pour T04 et 20 % pour T06. Pour T08, il n'y a pas d'infections chez cette espèce. Chez *A. squamosa*, les taux paraissent légèrement moins importants que chez les 2 autres espèces avec 40 ; 25 ; 0 et 5 % d'infection respectivement pour T02, T04, T06 et T08.

Jour 25 : les germinations sont restées les mêmes chez toutes les espèces.

Les taux d'infection sont respectivement de 65 %, 45 %, 25 % et 15 % pour T02, T04, T06 et T08 chez *A. muricata*. Chez les 2 autres espèces, nous avons les mêmes taux de germination pour T02 et T08 avec respectivement, 50 % et 20 %. Pour T04, les taux sont de 45 % pour *A. senegalensis* et 35 % pour *A. squamosa* chez qui il y'a 15 % d'infection pour le temps T06. Pour ce temps, le taux est de 25 % pour les graines d'*A. senegalensis*.

Jour 30 : Les taux restent les mêmes pour tous les temps aussi bien pour les infections que les germinations sauf pour T06 et T08 pour les infections. Chez *A. senegalensis* et *A.*

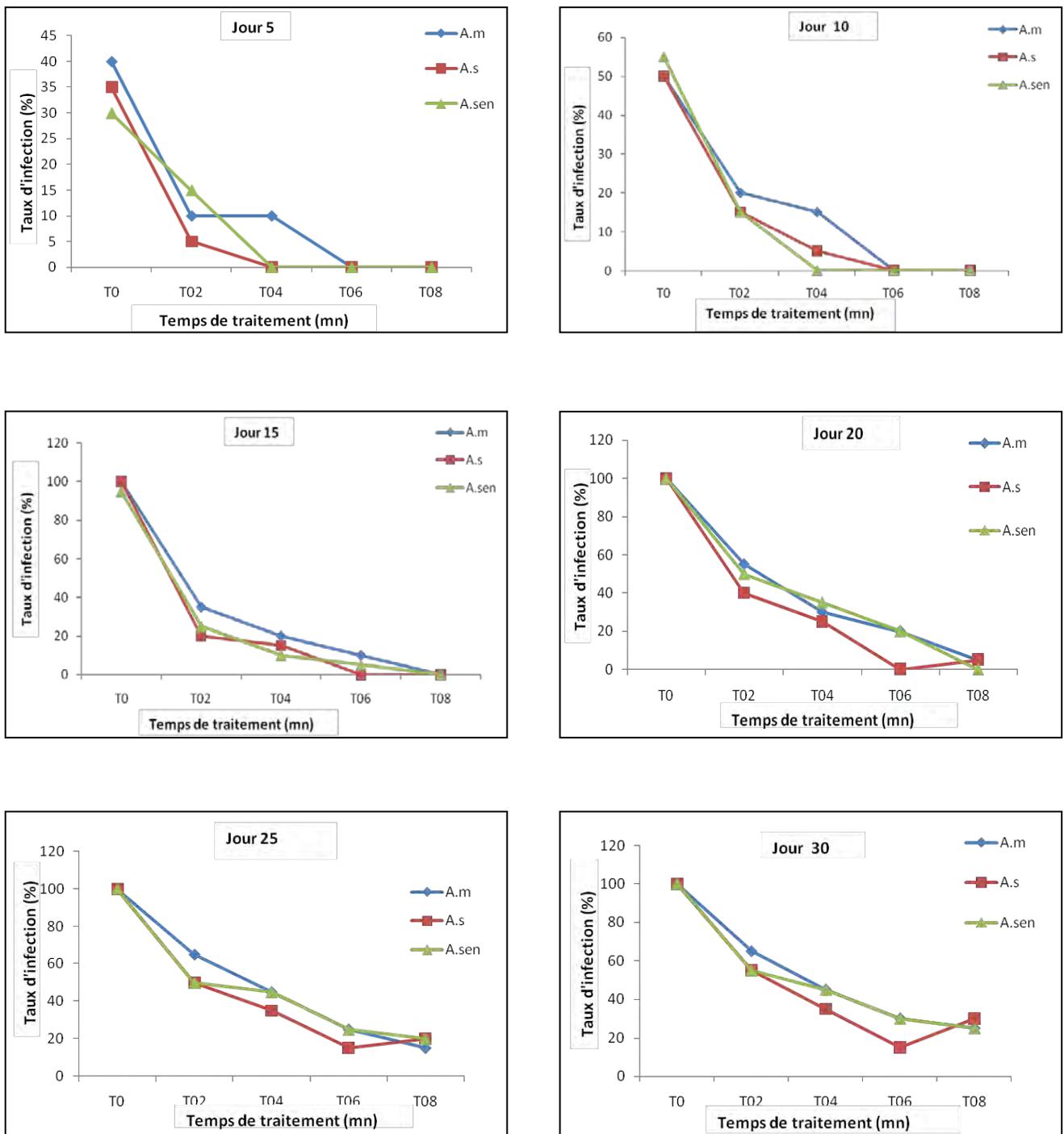


Figure 8. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines décortiquées de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) traitées au chlorure mercurique en fonction du temps de traitement.



Planche 9. Graines décortiqués germées après 30 jours chez 3 espèces d'Annonacées :
Annona senegalensis, *A. squamosa* et *A. muricata*.

- A. *Annona squamosa*
- B. *Annona muricata*
- C. *Annona senegalensis*

muricata, on a noté, respectivement, 30 et 25 % d'infections pour T06 et T08 alors que chez *A. squamosa*, le taux d'infection de 30 % est atteint pour T08.

4. Traitement à l'acide sulfurique

4.1. Temps de latence

Chez *A. muricata*, il y'a eu germination à partir de 4 jours après mise en culture des graines pour les temps T50, T55 et T60. Pour les temps T40 et T45, le temps de latence est de 5 jours tandis que pour le temps T35, ce temps est de 7 jours. Pour T30, T20 et T15, les premières germinations sont apparues au 8^{ième} jour. Au 9^{ième} jour, on a les premières germinations à T25. Le temps de latence des temps T05 et T10 est de 10 jours.

Chez *A. squamosa*, le temps de latence est de 4 jours pour T60 et T55, de 5 jours pour les temps T50, T45, T40 et T35, de 7 jours pour T30, T25, T15 et T10 ou de 8 jours pour T20 et T05.

Chez *A. senegalensis*, il y'a eu germination de T40 à T60 et à T30 à partir de 5 jours. Pour T35, le temps de latence est de 7 jours alors que pour T10, T15 et T25 ce temps est de 8 jours. Pour T20 et T05, le temps de latence est de 10 jours.

Pour l'ensemble de ces espèces, le temps de latence dépend du temps de traitement. Plus celui-ci est élevé, plus le temps de latence est faible.

4.2. Taux de germination et d'infection

Les résultats sont représentés par les graphes des figures 9 et 10.

Jour 5 : Chez *A. squamosa*, il n'y a eu germination que pour les temps supérieurs ou égale à 35 mn avec un taux minimum de 5 % pour T35 et maximal de 15 % pour T40, T50 et T55. Chez *A. senegalensis*, il y'a 5 % de germination pour T30 et T60 et 10 % pour T40, T45, T50 et T55 ; pour les autres temps d'immersion il n'y a pas eu de germination au 5^{ième} jours. Chez *A. muricata*, il y'a germination au 5^{ième} jour seulement pour T40, T45 et T50 (5 %), pour T55 (10 %) et T60 (15 %). Pour les temps inférieurs à 40mn, aucune germination n'a été relevée.

A partir de T20, il n'y a pas d'infection chez toutes les espèces au 5^{ième} jour. Chez *A. senegalensis*, il y'a infection seulement pour T05 (5 %) et T10 (10 %). Pour *A. muricata*, il n'y a infection que pour T15 (5 %). Aucune infection n'est notée chez *A. squamosa* pour tous les temps.

Jour 10 : le taux de germination varie entre 10 % (T05 et T10) et 35 % (T50 et T60) chez *A. squamosa*. Pour *A. senegalensis*, le minimum de germination est obtenu avec le temps

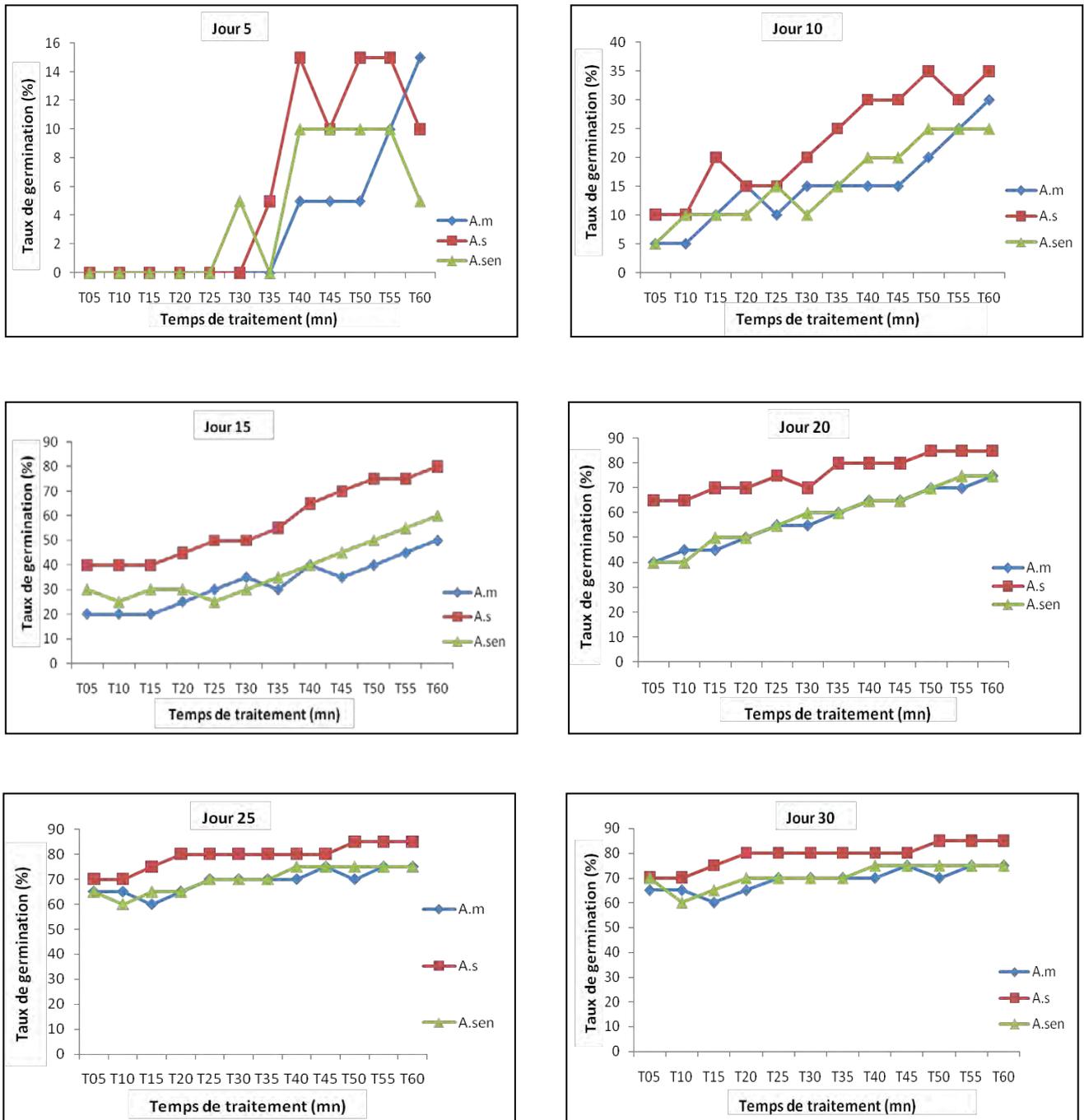


Figure 9. Evolution pendant 30 jours des taux de germination de graines de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) en fonction du temps de trempage dans du H_2SO_4 (95 %).

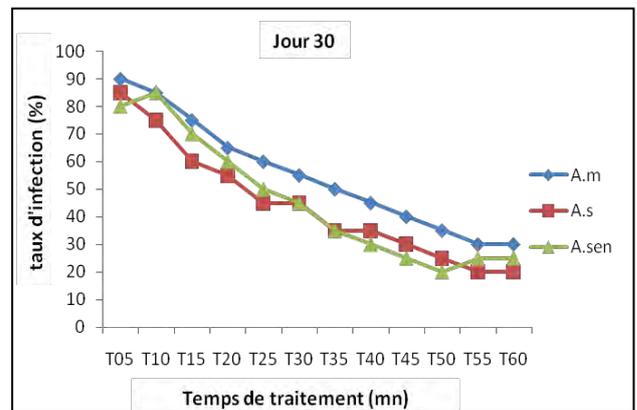
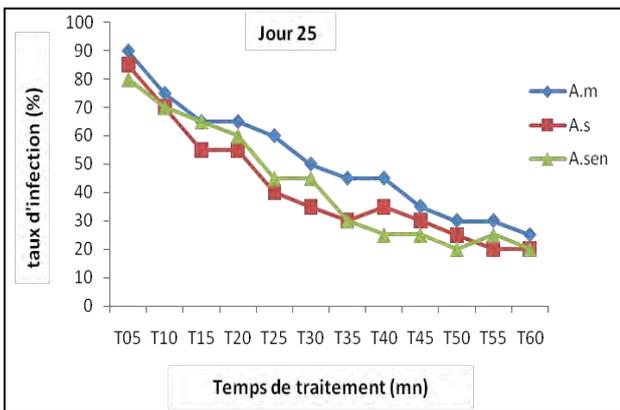
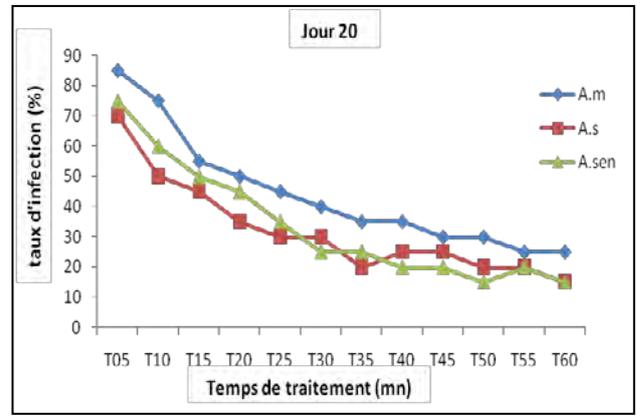
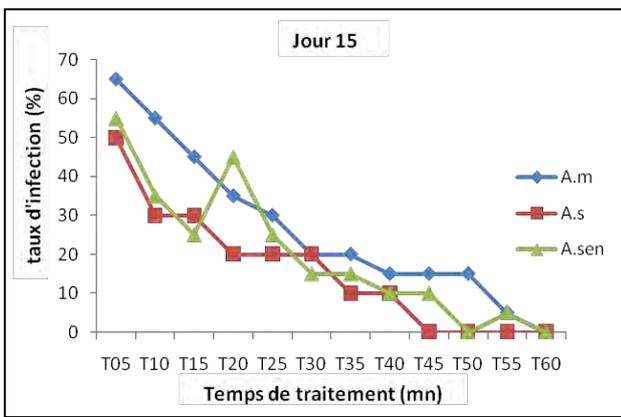
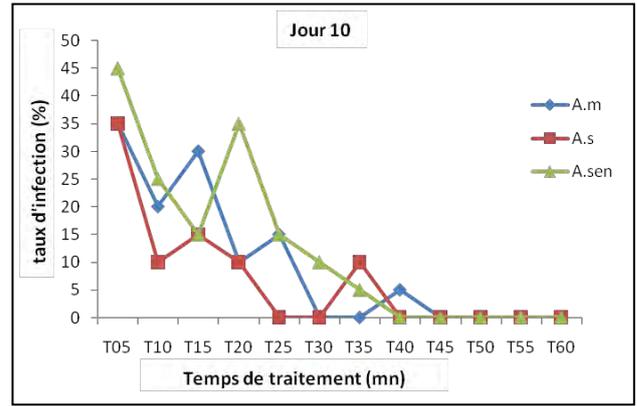
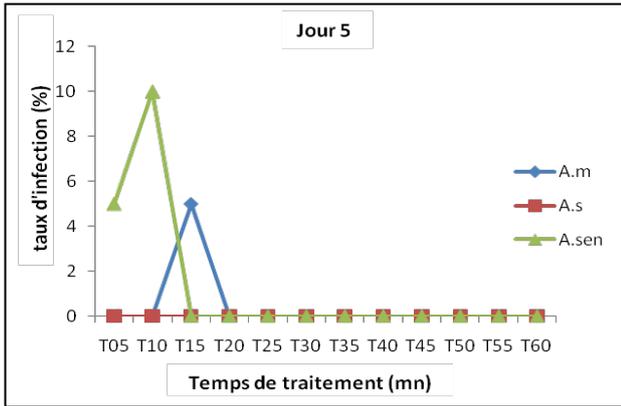


Figure 10. Evolution pendant 30 jours des taux d'infection de graines de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) en fonction du temps de trempage dans du H₂SO₄ (95 %)

T05 (5 %) et le taux maximal avec T50, T55 et T60 (25 %). Chez *A. muricata*, pour T05 et T10, le pourcentage de germination est de 5 % alors que pour T60, le taux de germination atteint 30 %. Pour toutes les espèces, le taux de germination augmente avec le temps de traitement avec l'acide.

Contrairement aux germinations, les infections diminuent sensiblement avec la durée d'imbibition dans l'acide pour toutes les espèces. Pour toutes les espèces, le taux maximal d'infection est obtenu avec le temps T05 avec 45 % pour *A. senegalensis* et 35 % pour *A. squamosa* et *A. muricata*. Aucune infection n'est notée à partir de T40 pour ces 2 espèces alors que pour *A. muricata*, de T45 à T60, aucune infection n'est observée.

Jour 15 : pour tous les temps de traitement, les graines de pomme cannelle (*A. squamosa*) ont mieux germé que celles des 2 autres espèces avec des taux compris entre 40 % (T05, T10 et T15) et 80 % (T60). Chez le corossol (*A. muricata*), nous avons un taux minimal de germination de 20 % (T05, T10 et T15) et un taux maximal de 50 % (T60) alors que pour le Dugor (*A. senegalensis*), les taux maximal et minimal sont respectivement 25 % (T10) et 60 % (T60).

Les taux d'infection restent très élevés pour toutes les espèces pour T05 (50 % pour *A. squamosa*, 55 % pour *A. senegalensis* et 65 % pour *A. muricata* chez qui, le taux reste toujours élevé pour T10 (55%). Il n'y a pas d'infection de T45 à T60 pour les graines d'*A. squamosa*, à T50 et T60 pour *A. senegalensis* et seulement pour T60 chez *A. muricata*.

Jour 20 : nous avons la même évolution pour les taux de germination pour *A. senegalensis* et *A. muricata* avec un maximum de germination pour T60 (75 %) et un minimum pour T05 avec des taux de germination toujours moins importants que ceux d'*A. squamosa* pour qui l'écart entre le taux maximum et le taux minimum est moins important avec 65 % pour T05 et T10 et 85 % pour T50, T55 et T60.

Le taux d'infection minimum est de 25 % chez *A. muricata* alors que chez *A. senegalensis* et *A. squamosa*, ce taux n'est que de 15 %. Ce taux est toujours obtenu avec le temps d'immersion T60.

Les taux maximaux sont de : 85 % pour *A. muricata* dont les graines sont légèrement plus infectées pour tous les temps, 75 % chez *A. senegalensis* et 70 % pour *A. squamosa* au temps de traitement T05. Le taux d'infection est de moins en moins important lorsque le temps de trempage augmente.

Jour 25 : à partir de T40, le taux de germination atteint un maximum de 75 % chez *A. senegalensis* avec un taux minimum de 60 % avec le temps de traitement T10. Ces mêmes taux sont obtenus chez *A. muricata* en T15 pour le plus petit taux, T45, T55 et T60 pour le

plus grand taux de germination. Chez *A. squamosa*, le pourcentage de graines ayant germé au 25^{ème} jour varient de 70 % (T05 et T10) et 85 % (T50, T55 et T60). De T20 à T45 le pourcentage de germination est de 80 %.

Le taux maximum d'infection est obtenu avec le temps de traitement T05 (90 %, 85 % et 80 % pour *A. muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis* respectivement) alors que le taux minimum d'infection est de 25 % chez *A. muricata* (T60) et 20 % chez *A. senegalensis* (T50 et T60) et *A. squamosa* (T55 et T60).

Jour 30 : les Taux de germination sont restés les mêmes sauf chez *A. senegalensis* pour T05 et T20 (avec un taux de germination atteignant 70 %).

Les taux maximal et minimal d'infection sont restés les mêmes chez *A. squamosa*. Chez *A. senegalensis*, le taux maximum a atteint 85 % (T10) alors que pour T60 le taux d'infection a atteint 25 %, chez cette espèce ; le plus faible taux d'infection est donc, chez cette espèce, plus faible pour T50 avec 20 % d'infection. Chez *A. muricata* le taux d'infection est de 30 % également pour T60 tout comme pour T55. C'est le plus faible taux de contamination chez cette espèce.

Plus le temps de trempage à l'acide est important, plus le taux de germination est important et moins les graines sont contaminées après 30 jours de mise en culture.

5. Influence de la Température et de la lumière

5.1. Influence de la température

Les résultats sont représentés par les courbes des figures 11 et 12 et les Tableau 8, 9 et 10

5.1.1. Temps de latence

A 17° C, il n'ya pas de germination pour toutes les espèces. Chez *A. muricata*, comme chez les 2 autres espèces, le temps de latence varie selon la température. Il est de 11 jours à 23° C, de 8 jours à 27° C, 38° C et 42° C et de 6 jours à 30° C. Chez *A. squamosa*, le temps de latence est de 4 jours à 30° C et 38° C, de 5 jours à 27° C, de 6 jours à 42° C et 10 jours à 23° C. Pour *A. senegalensis*, le temps de latence est de 3 jours à 42° C, de 4 jours à 30° C et 38° C, de 7 jours à 27° C et 8 jours à 23° C.

5.1.2. Taux de germination

Chez *A. squamosa*, le taux maximum de germination est de 35 % lorsque la température est de 23° C et 42° C tandis qu'à 38° C, il est de 60 %. Les plus grands taux de germination chez cette espèce sont obtenus à 27° C (70 %) et 30° C (80 %). Ces taux sont atteints au 11^{ème} jour à 42° C, au 16^{ème} à 23° C et 27° C, au 15^{ème} à 38° C, et au 17^{ème} jours à

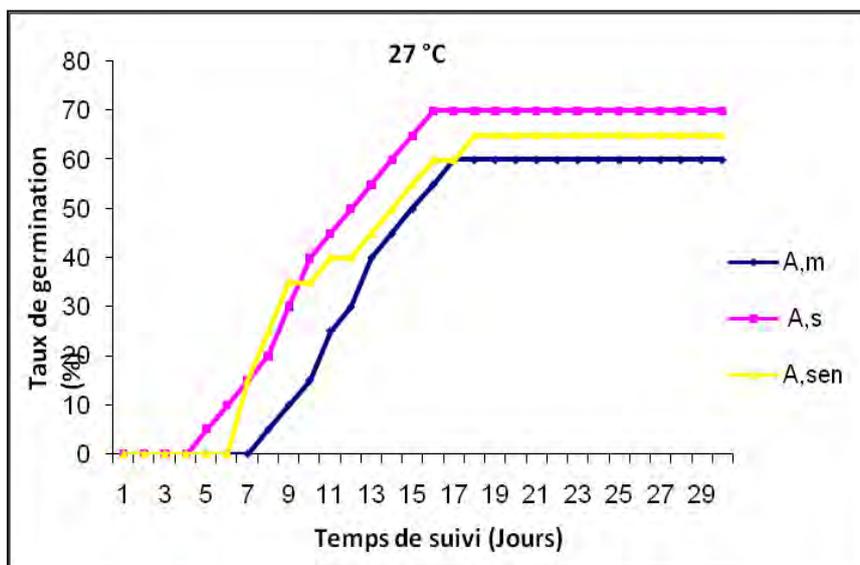
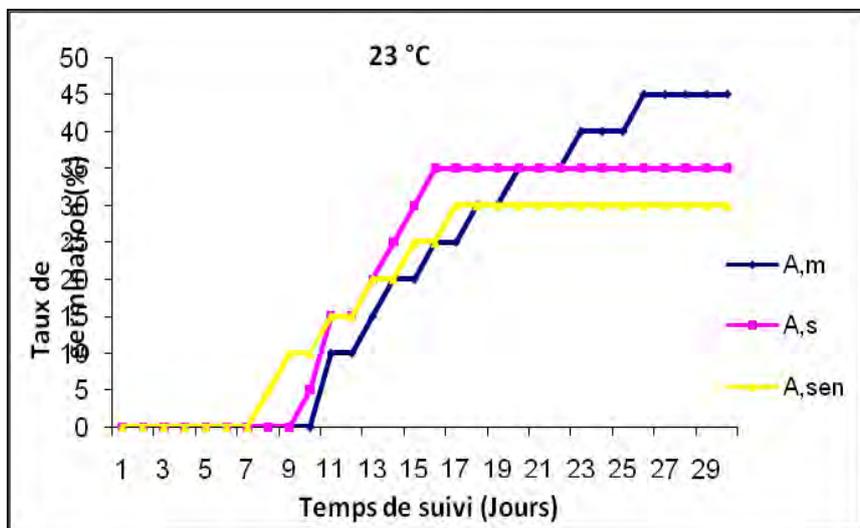
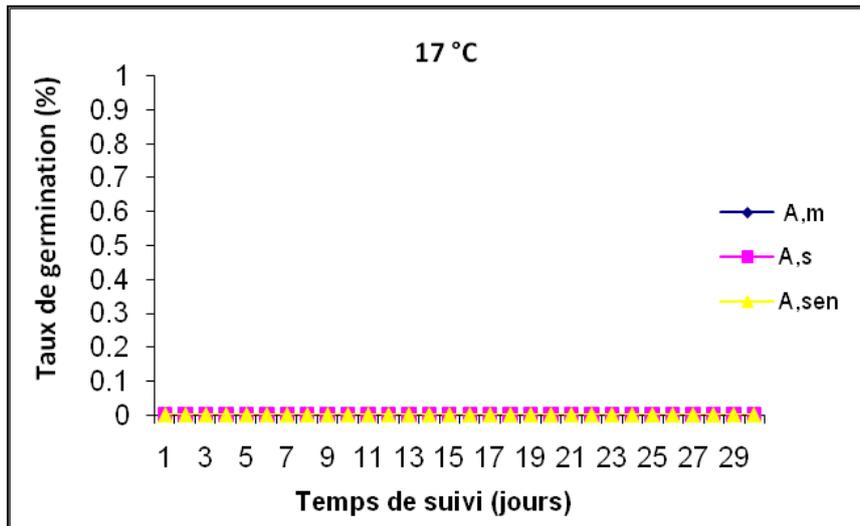


Figure 11. Evolutions des taux de germination en fonction du temps de 3 espèces d'Annonacées (*A. muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis*) à différentes températures.

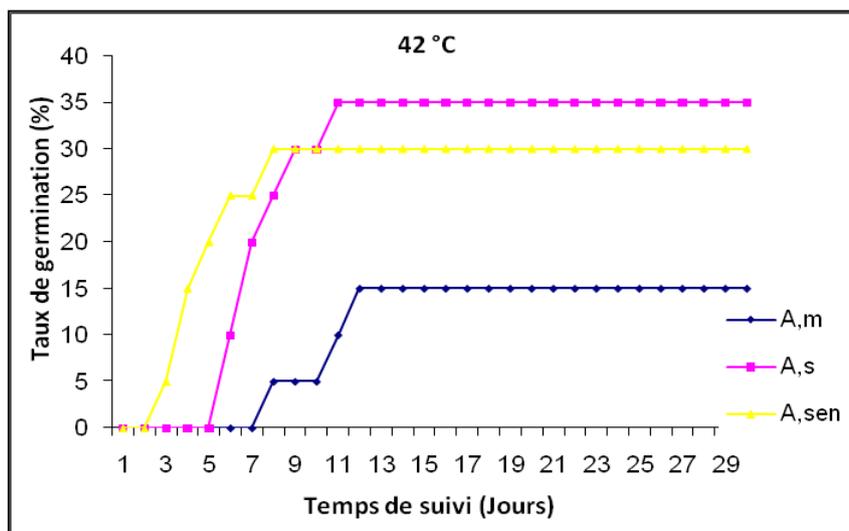
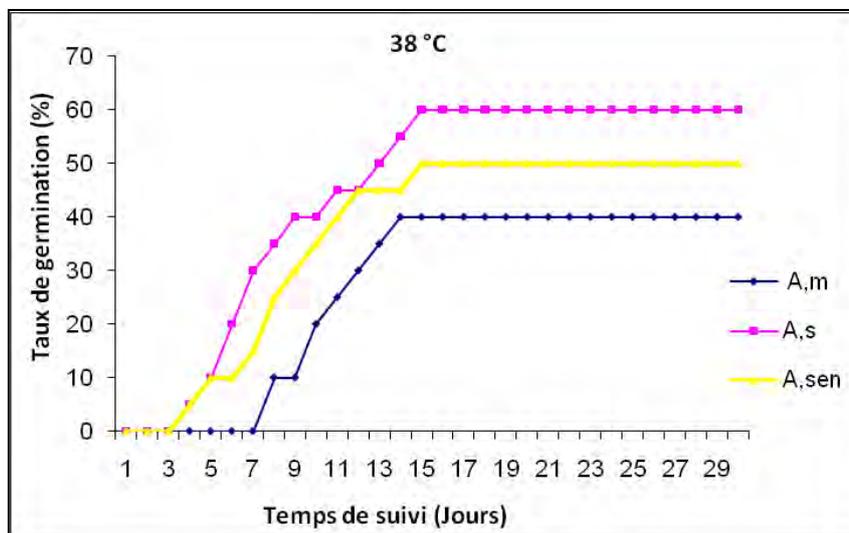
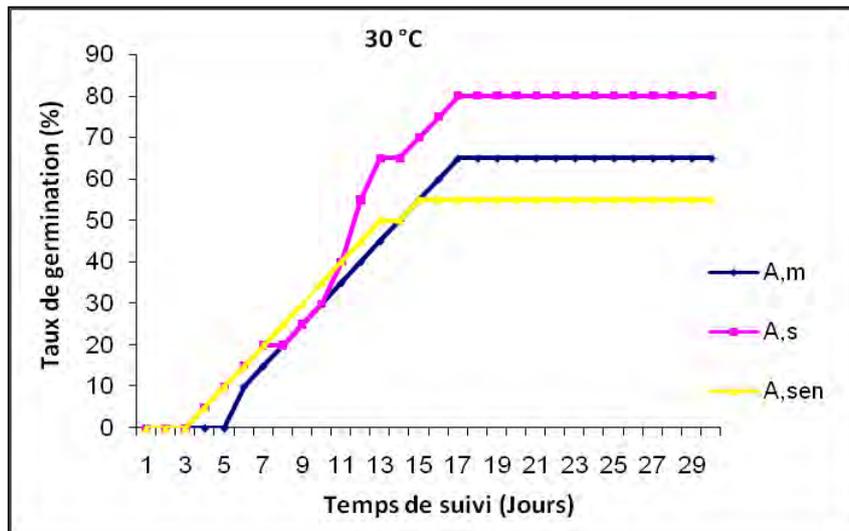


Figure 11 (suite). Evolutions des taux de germination en fonction du temps de suivi de 3 espèces d'Annonacées (*A. muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis*) à différentes températures.

Tableau 8. Moyennes des : pourcentages de germination des lots de graines en fonction de la température après 30 jours de mise en culture chez *A. muricata*.

Température (°C)	17	23	27	30	38	42
Moyenne de germination (%)	0,000 a	21,167 ab	37,167 d	43,167 b	27,000 ab	10,333 c

Tableau 9. Moyennes des : pourcentages de germination des lots de graines en fonction de la température après 30 jours de mise en culture chez *A. squamosa*.

Température (°C)	17	23	27	30	38	42
Moyenne de germination (%)	0,000 a	21,167 c	48,167 ab	53,833 b	44,500 ab	27,167 c

Tableau 10. Moyennes des : pourcentages de germination des lots de graines en fonction de la température après 30 jours de mise en culture chez *A. senegalensis*.

Température (°C)	17	23	27	30	38	42
Moyenne de germination (%)	0,000 a	18,833 c	43,500 b	46,333 b	36,667 ab	26,000 c

(Effectifs : 20 graines / température)

Pour chaque espèce, sur une même ligne, les chiffres suivis de la même lettre ne sont pas significativement différents au seuil de 5% des tests de Student- Newman-Keuls et de Fisher.

30° C. Le taux de germination après 30 jours augmente avec la température jusqu'à 30° C puis diminue progressivement lorsque la température augmente.

Chez *A. senegalensis*, à 42° C et 23° C, les graines ont moins germé avec un taux maximal de 30 % atteint 8 jours après la mise en culture à 42° C et 17 jours à 23° C. Le taux de germination le plus élevé est obtenu, chez cette espèce, à 27° C et 30° C avec 65 % des graines qui ont germé au bout de 15 jours à 30° C et 18 jours à 27° C. A 38° C, le taux de germination atteint la valeur intermédiaire de 50 % et ce taux est atteint au bout de 15 jours. Le pourcentage de germination augmente donc jusqu'à 27 à 30° C, températures auxquelles il est maximal puis, à 38 et 42° C, le taux diminue rapidement.

Pour *A. muricata* aussi le taux de germination le plus élevé est de 65 % et il a été noté à la température de 30° C au bout de 17 jours. Lorsque la température a été de 27° C, nous avons relevé un taux de germination de 60 % atteint également au 17^{ième} jour. A 23° C, le taux de germination (45 %) est légèrement plus élevé qu'à 38° C (40 %) mais ce taux maximal de germination est atteint plus précocement à 38° C (14^{ième} jour) qu'à 23° C, température à laquelle le taux maximal de germination est atteint au bout de 26 jours. A 42° C, la germination est faible avec seulement 15 % des graines qui ont germé au bout de 12 jours.

Ces résultats sont confirmés par les résultats de l'analyse statistique. En effet les tableaux des moyennes révèlent que la moyenne de germination est de 46,333 % pour *A. senegalensis*, 53,833 % pour *A. squamosa* et de 43,167 % pour *A. muricata* à la température de 30°C. C'est la moyenne la plus élevée. Cette moyenne est de 18,833 % pour *A. senegalensis* à 23 °C, de 10,333 % pour *A. muricata* à la température de 42 °C et de 21,167 % pour *A. squamosa* à la température de 23 °C.

5.2. Influence de la lumière

Les résultats sont représentés par les courbes de la figure 13 et les tableaux 11, 12 et 13.

5.2.1. Temps de latence

Chez *A. squamosa*, les premières germinations ont été relevées au bout de 5 jours à l'obscurité et de 6 jours à la lumière. Les graines d'*A. senegalensis* ont commencé à germer au 6^{ième} jour à la lumière et au bout de 10 jours à l'obscurité tandis que celles d'*A. muricata* ont commencé à germer à partir du 11^{ième} et 14^{ième} jour respectivement à la lumière et à l'obscurité.

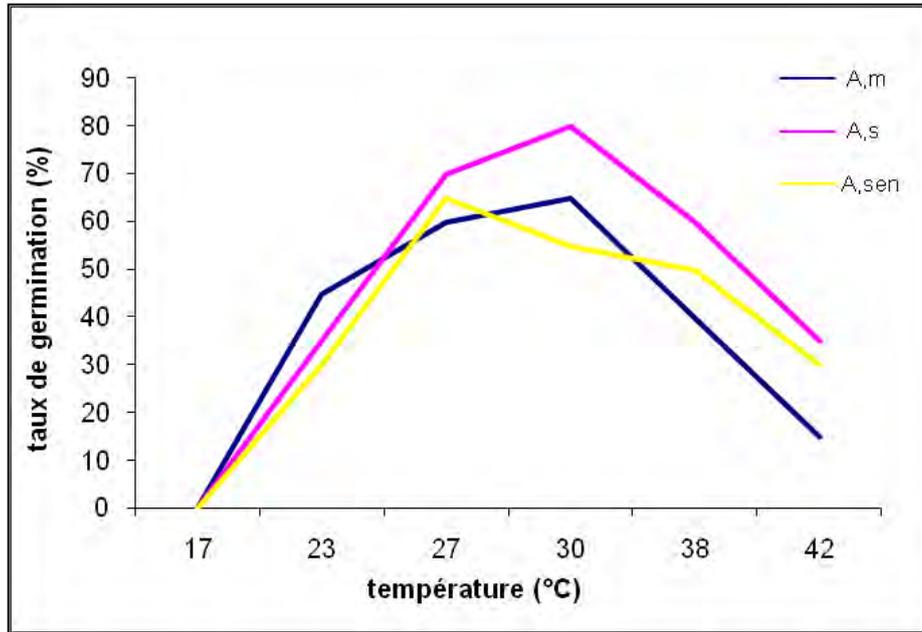


Figure 12. Taux de germination maximal obtenu après 30 jours selon la température chez 3 espèces d'Annonacées (*Annona muricata*, *A. squamosa* et *A. senegalensis*)

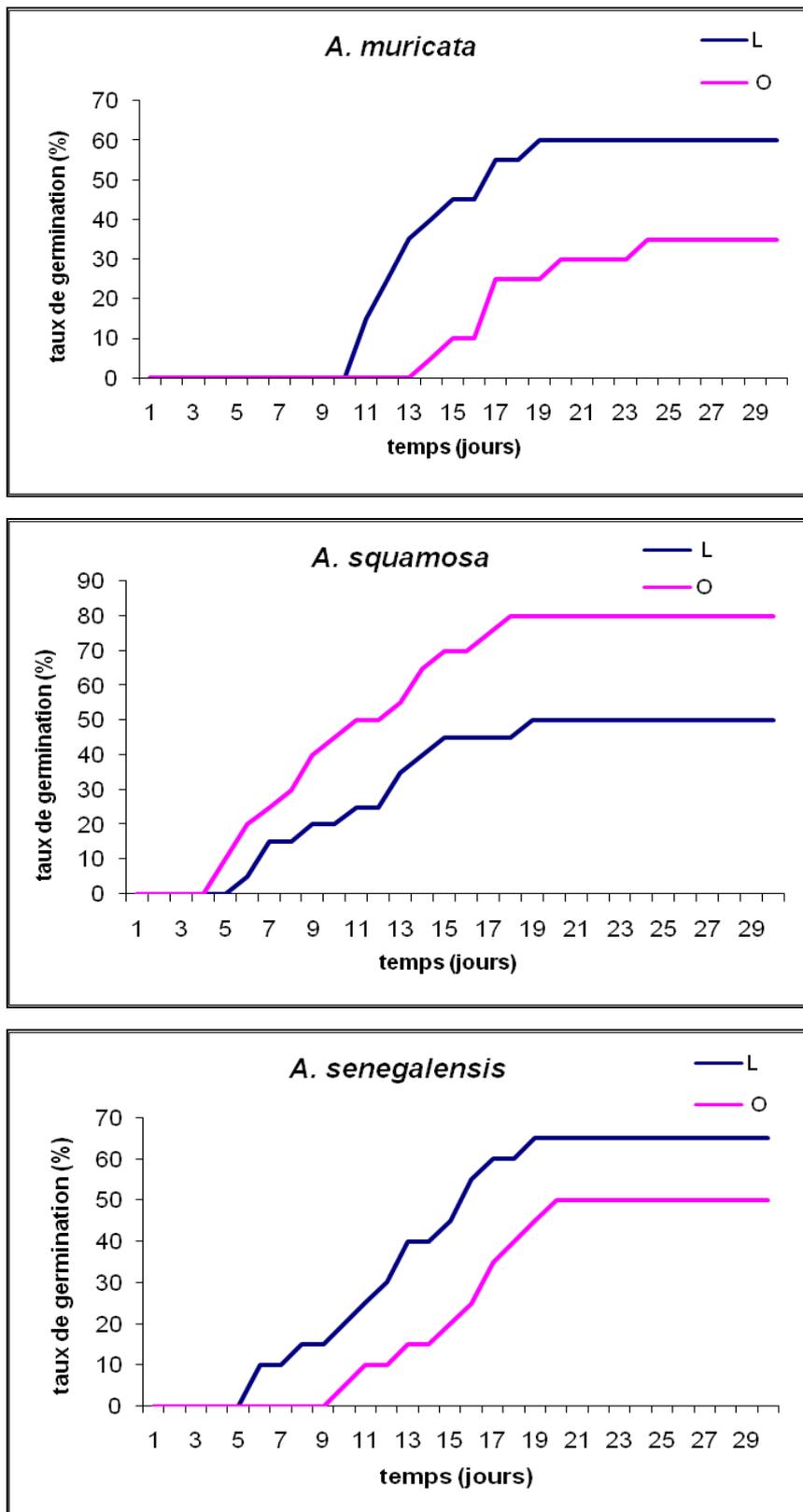


Figure 13. Evolution des taux de germination en fonction des conditions de luminosité de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *A. squamosa* et *A. muricata*.) pendant 30 jours.

5.2.2. Taux de germination

Chez *A. squamosa*, le maximum de germination est de 80 % et il est atteint à partir du 18^{ième} jour à l'obscurité tandis qu'à la lumière le taux maximum de germination est de 50 % et est atteint au bout de 19 jours après la mise en culture.

Le maximum de graines ayant germé, pour *A. senegalensis*, est de 65 % à la lumière et il est atteint au bout de 19 jours. À l'obscurité, ce taux est de 50 % et est obtenu au 20^{ième} jour.

Pour *A. muricata*, comme pour *A. senegalensis*, les graines ont mieux germé à la lumière (60 % au bout de 19 jours) qu'à l'obscurité (35 % au 24^{ième} jour). Les tableaux (Tableau 11, 12 et 13) des moyennes montrent qu'il y'a une différence significative entre les moyennes des taux de germination des graines à l'obscurité et à la lumière chez toutes les espèces

Tableau 11. Moyennes des taux de germination en fonction des conditions photopériodiques chez *A. muricata* après 30 jours de mise en culture.

Conditions d'éclairage	Lumière continue	Obscurité
Moyenne de germination	34,500 a	15,500 b

Tableau 12. Moyennes des taux de germination en fonction des conditions photopériodiques chez *A. squamosa* après 30 jours de mise en culture.

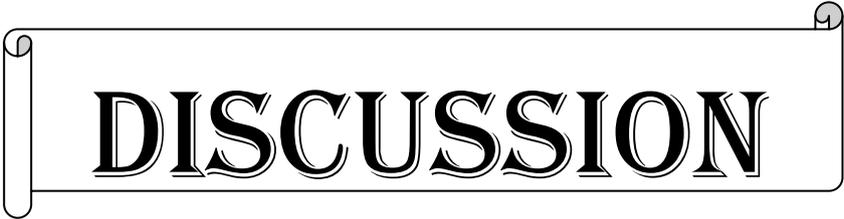
Conditions d'éclairage	Lumière continue	Obscurité
Moyenne de germination	32,667 b	54,833 a

Tableau 13. Moyennes des taux de germination en fonction des conditions photopériodiques chez *A. senegalensis* après 30 jours de mise en culture.

Conditions d'éclairage	Lumière continue	Obscurité
Moyenne de germination	40,167 a	25,667 b

(Effectifs : 20 graines / condition d'éclairage)

Pour chaque espèce, sur une même ligne, les chiffres suivis de la même lettre ne sont pas significativement différents au seuil de 5 % des tests de Student - Newman - Keuls et de Fisher.



DISCUSSION

DISCUSSIONS

1. Test de viabilité

Le test de viabilité effectué sur des graines de ces 3 espèces a permis de voir que toutes les graines testées appartiennent au groupe 1 du tableau de Moore chez *A. squamosa* et *A. muricata*. Chez ces espèces donc, les graines ont une très haute probabilité de germination. Elles devraient bien germer si elles sont mises dans des conditions optimales permettant leur germination. Pour ces 2 espèces donc toutes les graines récoltées seront utilisées comme matériel de germination pour l'obtention de jeunes plants. Pour *A. senegalensis*, 15 % des graines sont du groupe 1 et ont donc une très haute probabilité de germination, 60 % ont une haute probabilité de germination ce qui fait que 75 % de graines peuvent germer si les conditions sont réunies. 5 % ont une faible probabilité de germination. 20 % des graines ne devraient pas pouvoir germer.

2. Prétraitements

2.1. Désinfection

Les résultats obtenus montrent que les différents désinfectants utilisés ont un effet sur les infections. Pour toutes les espèces, le taux d'infection diminue lorsque le temps d'imbibition augmente aussi bien pour les graines décortiquées que pour les graines non décortiquées.

Les résultats du traitement à l'hypochlorite de sodium et au chlorure mercurique montre qu'il y'a une différence significative entre les taux d'infections obtenus avec les différents temps de traitement. Le meilleur taux de désinfection des graines d'*A. squamosa* est obtenu avec des temps de désinfection différents selon le désinfectant. Traitées à l'hypochlorite de sodium, les graines non décortiquées de cette espèce ont un taux de désinfection de 95 % lorsque le temps de traitement est de 90 mn. Lorsque les graines ont été décortiquées, un taux de désinfection de 85 % est obtenu avec un temps de prétraitement de 15 mn. Pour *A. senegalensis* un traitement de 80 mn à l'eau de javel a permis d'avoir un taux de désinfection de 85 % alors que pour les graines décortiquées, le taux de désinfection est de 70 %. Chez *A. muricata*, le taux de désinfection est de 70 % pour les graines non scarifiées trempées 90 mn dans l'eau de javel et de 75 % pour les graines décortiquées trempées pendant 15 mn dans l'hypochlorite de sodium. Les temps de désinfection relativement élevés utilisés pour les graines décortiquées s'expliquent par le fait que, chez ces espèces, les graines ont un albumen abondant, très dur et strié entourant l'embryon qui est très petit.

Ce qui rend leur désinfection difficile. Des graines de *Dalbergia melanoxylon* (Guill. Et perrot) traitées pendant 20 mn à l'hypochlorite de sodium ont un taux de désinfection de 96 % (Fall, 2006). Mais ces graines sont plus fragiles et plus facilement désinfectées que les graines d'Annonacées. Ce résultat confirme celui obtenu avec les semences de *Moringa oleifera* Lam. (Khoulé, 2003). La désinfection à l'eau de javel a été également utilisée par plusieurs auteurs travaillant sur les ligneux tels que *Eucalyptus camaldulensis* (Diallo & Duhoux, 1984) ; *P. chilensis* et *P. juliflora* (Seck, 1996) ; *Acacia albida* (Duhoux & Davies, 1985) et a donné de bon résultats. Le traitement à l'eau de javel utilisée seule peut s'avérer inefficace. C'est le cas des graines de niébé (Diallo, 2001) ou d'*Oxytenanthera abyssinica* (Ndiaye, 2006).

Le traitement au chlorure mercurique a aussi un impact positif sur la désinfection des graines. Pour *A. squamosa*, 80 % de désinfection est obtenu avec les semences non scarifiées pour un temps de trempage de 20 mn tandis que pour les graines décortiquées, 6 mn de traitement ont permis d'avoir un pourcentage de désinfection de 85 %. Les graines d'*A. senegalensis* non scarifiées ont un taux maximal de désinfection de 80 % pour 20 mn de trempage. Lorsqu'elles sont décortiquées, ce taux est de 75 % pour un temps de trempage de 8 mn. C'est le cas aussi des graines d'*A. muricata* pour lesquelles on relève les mêmes pourcentages pour les mêmes temps d'imbibition dans le chlorure mercurique. Le chlorure mercurique a été utilisé par d'autres auteurs pour la désinfection d'autres types de semences. C'est le cas des graines de caféiers pour des temps de 5 à 15 mn (Colonna, 1972). Pour cette espèce, les traitements au chlorure mercurique ont permis d'obtenir des taux de désinfection élevés. Diallo (2001) a pu obtenir des pourcentages appréciables de désinfection en traitant des graines de niébé avec du chlorure mercurique. Ce traitement s'est révélé plus efficace que le traitement à l'eau de javel des mêmes graines de niébé.

Traitées à l'acide sulfurique concentré, les graines donnent des taux de désinfection respectifs de 70 %, 75 % et 80 % pour *A. muricata*, *A. senegalensis* et de 80 % et *A. squamosa* avec un temps de trempage de 55 mn.

Le fait que les infections des graines non scarifiées soumises aux plus grand temps de trempage à l'hypochlorite de sodium et au chlorure mercurique apparaissent et se développent tard laisse supposer que les graines de ces 3 espèces d'Annonacées sont contaminées en profondeur et ceci semble plus prononcé chez *A. muricata* car les infections sont généralement plus élevées chez cette espèce. En effet chez ces espèces, la graine a une petite ouverture au niveau de son extrémité supérieure. Le temps élevé de prétraitement permettrait donc de désinfecter la surface des graines seulement mais pour

les infections en profondeur, son action peut être limitée. Ceci est confirmé par l'apparition plus précoce des contaminations pour les graines décortiquées qui atteignent également le maximum d'infection plus rapidement que les graines non scarifiées. D'autres parts, les taux d'infection relativement élevés des graines traitées à l'acide sulfurique pour les meilleurs temps de traitement pourraient être liés au fait que les téguments des graines sont fragilisés mais pas totalement détruits. Il peut donc rester des agents infectieux sous ces téguments.

2.2. Scarification

Pour toutes les espèces, il n'y a pas eu de différences significatives entre les taux de germination des semences traitées et celles non traitées à l'eau de javel et au chlorure mercurique. Ce qui montre que ces produits n'ont pas eu d'effet sur la germination des semences de ces espèces. En effet, l'eau de javel et le chlorure mercurique sont des désinfectants et non des scarifiants même si chez certaines espèces telles que *D. melanoxylon*, le trempage à l'eau de javel concentrée permet de fragiliser le tégument des graines, augmentant ainsi le taux de germination (Fall, 2006). L'eau de javel joue ici le rôle de scarifiant. Le tégument des graines d'Annonacées est plus solide que celles des graines de *D. melanoxylon*.

L'acide sulfurique concentré utilisé ici par contre, est à la fois un puissant scarifiant chimique et un désinfectant. Ceci est démontré par les différences significatives des taux de germination obtenus pour différents temps de trempage à l'acide et l'augmentation de ce taux de germination avec le temps de traitement. En effet, l'immersion des graines dans l'acide sulfurique concentré est généralement très efficace pour lever la dormance tégumentaire de graines d'espèces ligneuses (Tybirk, 1991). Pour *A. squamosa* le taux de germination est plus élevé avec les plus grands temps de trempage à l'acide. Ce taux est de 85 % à partir de 50 mn de prétraitement. Ce prétraitement à l'acide nous a permis d'avoir des taux de germination de 70 % avec les graines d'*A. senegalensis* (à partir de 40mn de trempage) et d'*A. muricata* (pour 45 à 55 mn de trempage dans l'acide). L'acide sulfurique agirait par corrosion progressive du tégument externe, et accroîtrait sa perméabilité à l'air et à l'eau en favorisant ainsi l'imbibition de la graine et le déroulement normal du processus de germination. L'acide sulfurique concentré a déjà été utilisé avec succès pour accélérer la germination de graines de plusieurs espèces (Bensaid, 1991 ; Todd-Bockarie & Duryea, 1993 ; Guèye, 1997 ; Dione, 2001 ; Diatta, 2002 ; Muhammad & Amusa, 2003). Mais la durée d'imbibition varie selon les espèces. Les graines de *P. biglobosa* traitées 5h

à 6h germaient à 92 % au bout de 2 jours (Samb, 2005) tandis que 10 mn de traitement suffisent pour avoir 95 % à 97 % de taux de germination chez *Acacia flava* syn. *erhenbergiana* (Di michele & Bray, 1994).

Le même taux maximal de germination est obtenu lorsque les graines sont décortiquées et traitées à l'eau de javel ou au chlorure mercurique chez *A. squamosa*. Chez *A. senegalensis* et *A. muricata*, le pourcentage maximal de germination obtenu avec l'acide est même légèrement plus élevé que celui obtenu avec les graines décortiquées. Chez *A. senegalensis*, la scarification favorise la germination des graines (FAO, 1988). Il en est de même pour les graines d'*A. squamosa*, sauf lorsque celles-ci sont en dormance embryonnaire (Hayat, 1963).

Les taux de germination des graines non scarifiées restent élevés malgré la présence du tégument. Ceci pourrait être expliqué par la présence de la petite ouverture au niveau de l'une des extrémités de la graine de ces espèces d'Annonacées. Ceci facilitera l'accès de l'eau et de l'oxygène à l'embryon. L'effet inhibiteur du tégument est atténué par la présence de cette ouverture naturelle contrairement aux graines de *Parkia biglobosa* qui ont besoin d'être scarifiées (Samb, 2005).

Les résultats obtenus avec les graines d'*A. senegalensis* confirme ceux du test de viabilité. Ces résultats sont conformes avec ceux obtenus par Diatta (2002) sur les graines de *Maerua crassifolia* qui est une ligneuse fourragère sahélienne chez qui on note une baisse de la viabilité des graines. Pour les 2 autres espèces par contre les taux de germination obtenus sont très inférieurs aux pourcentages généralement notés chez ces espèces qui peuvent atteindre 90 à 95 % (Hernandez, 1983). Cette différence entre le pourcentage de graines viables mis en évidence par le test de viabilité et les taux de germination pourrait s'expliquer par une perte progressive du pouvoir germinatif des graines sous l'effet de l'âge et des conditions de conservation entre la date de récolte et celle de mise en germination des graines. Le test de viabilité est réalisé environs une semaine après la récolte. En effet, selon certains auteurs, la perte de viabilité commencerait, dans certains cas pour les graines d'*Annona*, dès la récolte des fruits dans les champs. La mise en germination doit donc être faite le plutôt possible après la récolte des fruits mûrs (Coronel, 1994 ; Nakasone & Paull, 1998). La durée de conservation des graines d'*A. squamosa* est de 40 à 50 jours alors que pour *A. muricata* cette durée est de 30 à 40 jours (Hernandez, 1983). Ceci est une caractéristique des semences récalcitrantes.

Pour plusieurs auteurs, l'irrégularité de la germination des graines d'*Annona* serait due à différents niveaux et types de dormances (Pinto, 1975 a ; b ; Ferreira *et al.*, 1997 ; de Smet

et al., 1999 ; Ferreira, 1999 ; Hernández *et al.*, 1999). Ceci pourrait expliquer la différence entre les taux de graines viables et les taux effectifs de germination obtenus même si cette hypothèse est réfutée par certains auteurs tels que Sanewski (1991). Chez certaines espèces d'*Annona* telles qu'*A. muricata*, *A. squamosa* et *A. reticulata*, même en l'absence de dormances, les graines peuvent mettre jusqu'à 3 mois pour atteindre le maximum de germination (Hayat, 1963).

3. Influences de la température et de la lumière

3.1. Influence de La température

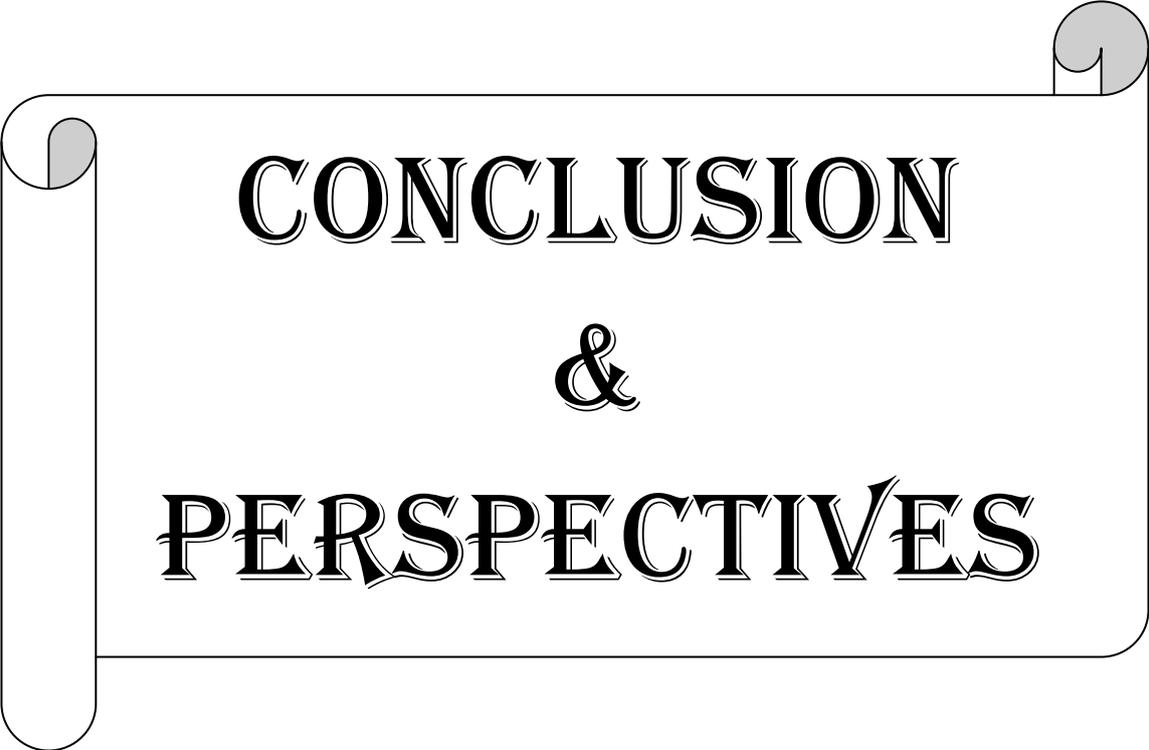
Chez *A. senegalensis*, plus la température est élevée, plus le temps de latence est court. Ceci confirme le fait que dans une certaine mesure, une augmentation de température agit donc sur le temps de latence. 42°C et 38°C sont les températures auxquelles le maximum de germination est atteint plus rapidement (3^{ième} jour à 42°C et 4^{ième} jour à 30°C). La température agit sur la vitesse de germination (Côme *et al.*, 1982). Le taux final de germination varie selon la température. Le plus fort taux de germination (65 %) est obtenu au bout de 15 jours à la température de 30°C et de 18 jours à la température de 27°C. 30°C est donc la meilleure température, parmi celles testées, pour cette espèce. 30°C est également la température qui a permis d'avoir le meilleur taux de germination pour les graines d'*A. squamosa* avec 80 % de germination. Ce résultat est conforme avec ceux obtenu par Rizzini (1973) sur des semences d'*A. squamosa* et *A. reticulata* ainsi que d'*A. crassiflora*. Les températures élevées ont le même effet sur le temps de latence que sur les semences d'*A. senegalensis* et *A. muricata* dont les semences ont atteint le maximum de germination (65 %) au bout de 17 jours après mise en culture. Chez *A. cherimola*, 25°C est la température optimale pour avoir une bonne germination des semences (Toll-jubes *et al.*, 1975).

A 17°C, les résultats obtenus montrent que les semences des différentes espèces ne peuvent pas germer à cette température, ce qui n'est pas le cas de certains types de semences telles que les graines de pommier ou d'orge (Côme *et al.*, 1982).

3.2. Influence de la lumière

Les résultats obtenus montrent une différence significative entre les différents taux de germination obtenus à la lumière et à l'obscurité pour toutes les espèces. Ce qui montre que la lumière a une grande influence sur la germination. En effet, chez toutes ces espèces, la lumière agit à la fois sur le temps de latence, le taux maximal de germination et le délai

pour avoir le maximum de germination. Chez *A. squamosa*, le temps de latence , à l'obscurité, est de 5 jours et le taux maximal de germination (80 %) est atteint au bout de 18 jours alors qu'à la lumière, le temps de latence est de 6 jours et le maximum de germination qui est de 50 % est atteint au bout de 19 jours. Les semences de cette espèce ont donc mieux germé à l'obscurité qu'à la lumière. Nous serions donc en présence de graines à photosensibilité négative (Côme, 1982) qui germent mieux à l'obscurité qu'à la lumière continue. Ce qui n'est pas le cas des semences d'*A. senegalensis* et *A. muricata* dont les graines ont mieux germé à la lumière qu'à l'obscurité. Chin & Mohd Lassim (1984) ont obtenu les mêmes résultats concernant les semences d'*A. muricata*. Les semences de nombreuses espèces telles que celles du fraisier ont besoins de lumière continue pour bien germer (Scott & Draper, 1966 ; Scott & Draper, 1967 ; Thompson, 1969). Pour *A. senegalensis*, le Temps de latence est de 6 jours et le taux maximal de germination de 65 % atteint au bout de 19 jours à la lumière alors qu'à l'obscurité, le temps de latence est de 10 jours et le taux maximal de germination de 50 % est atteint au 20ième jour. Pour *A. muricata*, le temps de latence est de 11 jours et le taux maximal de germination (60 %) est atteint au 19ième jour à la lumière alors qu'à l'obscurité, le temps de latence est de 14 jours et le pourcentage maximal de germination (35 %) est atteint au bout de 24 jours. La plupart des espèces de plantes ont des graines de ce type d'après Côme *et al.* (1982).



CONCLUSION
&
PERSPECTIVES

CONCLUSION ET PERSPECTIVES

Au cours de nos travaux, nous avons cherché, d'une part, à déterminer comparativement les effets de différents prétraitements à l'hypochlorite de sodium (eau de javel), au chlorure mercurique et à l'acide sulfurique (95 %) sur la germination des graines de 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis* Pers., *Annona squamosa* L. et *Annona muricata* Linn.), et d'autre part, l'influence de facteurs externes telle que la lumière et la température sur cette germination. Pour cela il a fallu déterminer les taux de germination et d'infection de graines scarifiées et non scarifiées traitées avec ces différents désinfectants. A la lumière de nos résultats, nous pouvons tirer les conclusions suivantes sur nos différents travaux.

● Germination et désinfection

le test de viabilité, suivant le protocole de Moore (1985), a permis de voir que toutes les graines d'*Annona muricata* et d'*A. squamosa* appartiennent au groupe 1 du tableau de Moore et que seuls 75 % des graines d'*A. senegalensis* sont viables.

Le traitement à l'hypochlorite de sodium (eau de javel) et au chlorure mercurique des graines non scarifiées et des graines décortiquées a permis de voir que :

-chez *A. squamosa*, le taux maximal de désinfection (95 %) est obtenu avec un temps de prétraitement de 90 mn à l'eau de javel alors que le meilleur taux de germination est de 80 % pour les graines non décortiquées. Pour les graines décortiquées, le taux maximal de germination est de 80 % alors que le taux maximal de désinfection est obtenu avec un temps de prétraitement de 15 mn à l'eau de javel ou de 6 mn au chlorure mercurique. Les semences de cette espèce ont mieux germé dans l'ensemble.

- pour *A. senegalensis*, le meilleur taux de désinfection obtenu à partir de 80 mn de prétraitement à l'eau de javel des graines non scarifiées est de 85 % alors que le taux maximal de germination de ces graines non scarifiées est de 70 %. Ce taux de germination est de 75 % pour les graines décortiquées pour qui le taux de désinfection obtenu avec un temps de prétraitement de 8 mn au chlorure mercurique est de 75 %.

- pour *A. muricata*, un prétraitement de 90 mn à l'eau de javel de graines non scarifiées a permis d'avoir 80 % de désinfection alors que le meilleur taux de germination a été de 60 %. Lorsque les graines ont été décortiquées, un pourcentage de désinfection de 75 % pour un temps de prétraitement de 8 mn au chlorure mercurique ou de 12 mn à l'eau de javel est obtenu.

50 à 60 mn de trempage dans de l'acide sulfurique (H₂SO₄) de graines d'*A. squamosa* ont permis d'obtenir un taux de germination de 85 % pour 80 % de désinfection.

A partir de 40 mn de prétraitement des graines d'*A. senegalensis* à l'acide, un taux de germination de 75 % a été obtenu alors que le taux de désinfection est de 80 % pour un temps d'imbibition de 50 mn.

45 à 55 mn de prétraitement à l'acide ont permis d'avoir 75 % de graines d'*A. muricata* germée alors que 70 % de désinfection est obtenu pour un temps de trempage de 55 à 60 mn.

- Température et lumière

La mise en culture des graines de ces 3 espèces à différentes températures permet de constater que 30° C a été la température qui a permis d'avoir le meilleur taux de germination chez *A. squamosa* et *A. muricata* alors que pour *A. senegalensis* 27 ° C et 30° C ont été les meilleurs températures.

Les graines d'*A. senegalensis* et d'*A. muricata* ont mieux germé à la lumière qu'à l'obscurité contrairement aux graines d'*A. squamosa* qui, elles, ont mieux germé à l'obscurité.

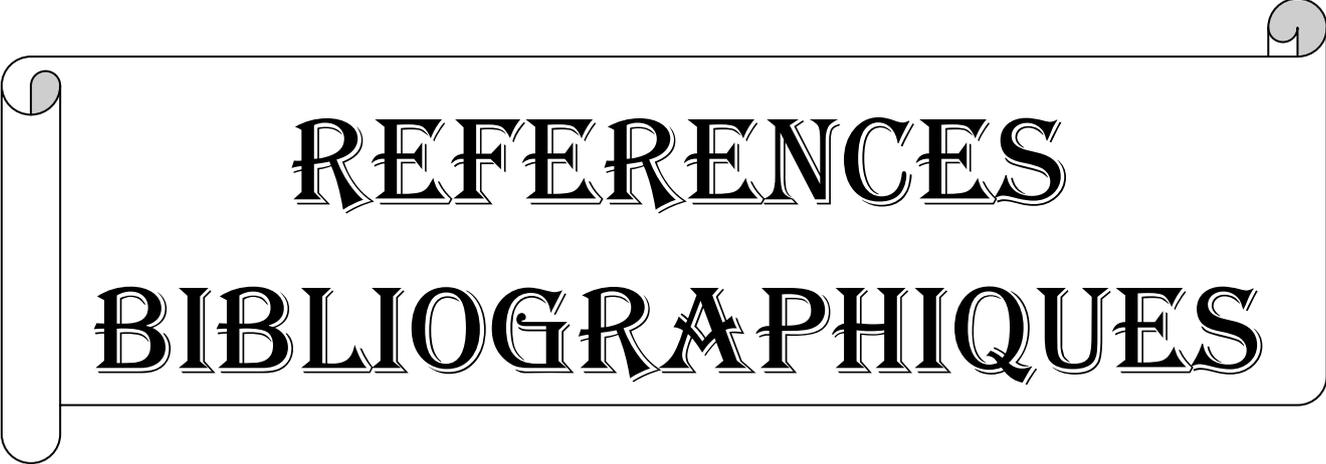
Cette étude nous a permis de mettre en évidence l'importance des prétraitements chimiques au chlorure mercurique, à l'eau de javel et à l'acide sulfurique (95 %) pour l'élimination des infections des semences et sur les capacités germinatives *in vitro* de même que l'influences de facteurs telle que la lumière et la température sur la germination des semences chez 3 espèces d'Annonacées (*Annona senegalensis*, *Annona squamosa* et *Annona muricata*).

Tenant donc compte de l'importance socio-économique de ces espèces, à l'issue de nos travaux, des perspectives intéressantes se dégagent et elles portent sur :

- L'utilisation d'autres types de désinfectants et scarifiants tel que l'alcool, l'hypochlorite de calcium... dans le but d'améliorer les taux de désinfection et éventuellement de germination. Les combinaisons de prétraitements avec des désinfectants différents peuvent s'avérer plus efficaces que l'utilisation d'un seul type de désinfectant pour éliminer les contaminations;
- L'essai d'autres températures comprise entre les celles déjà utilisées afin de mieux préciser la gamme de températures favorables à une bonne germination de chacune de ces espèces. Une alternance de 2 températures différentes sur une

certaine période peut s'avérer plus efficace pour la germination des semences. Une alternance lumière/obscurité doit également être essayée avec pour but de voir son effet sur la germination ;

- L'étude du comportement des semences vis-à-vis des conditions de luminosité en fonction de la température permettrait de mieux préciser l'influence de ces 2 facteurs sur la germination des semences de ces espèces ;
- L'étude de l'influence des conditions d'oxygénation ;
- L'utilisation d'autres types de milieu tel que le milieu gélosé, le coton stérilisé...
- La sélection de graines en fonction des sites de récolte (conditions écologiques différentes), des variétés, de l'âge et de l'état de la plante mère ainsi que des conditions de récolte et de conservation ;
- L'étude de l'influence de certaines phytohormones telles que la GA₃ sur la germination ;
- L'étude d'autres méthodes de propagation et de régénération de ces espèces : la micropropagation *in vitro*, le drageonnage, la rejuvénalisation des arbres adultes productifs par microgreffage en cascade ...



REFERENCES
BIBLIOGRAPHIQUES

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

- ABUBAKAR M. S. and ABURAHMAN E. M. (1998). Useful plants in traditional control of insect pests. *Journal of herbs, spices and medicinal plants*, 6 (2): 49 – 54.
- AGUSTÍN J. A. ALVITER A. R. ABUBAKAR M. S. and ABURAHMAN E. M. (1998). Useful plants in traditional control of insect pests. *Journal of herbs, spices and medicinal plants*, 6 (2): 49 – 54.
- AGUSTÍN J. A. and ALVITER A. R. (1996). El cultivo de la Chirimoya (*Annona cherimola* Mill.) en el Estado de Michoacán. Universidad Autonoma Chapingo (UAC), Chapingo, México: 61 pp.
- AJAIYEBOBA E., FALADE M., OGBOLE O., OKPAKO L. and AKINBOYE D. (2006). *In vivo* antimalarial and cytotoxic properties of *Annona senegalensis* extract. *Afr. J. Trad. CAM*, 3 (1): 137 - 141
- AKPO L.E. (1998). Effet de l'arbre sur la végétation herbacée dans quelques phytocénoses au Sénégal. Variation selon un gradient climatique. Thèse Doctorat ès sciences, UCAD, 130p.
- ALIERO B.L. (2004). Effects of sulphuric acid, mechanical scarification and wet heat treatments on germination of seeds of African locust bean tree, *Parkia biglobosa*. *African J. of Biotech*, 3 (3): 179-181.
- ARBONNIER M. (2000). Arbres arbustes et Lianes des zones sèches d'Afrique de l'ouest. CIRAD-MNHN-UICN, Montpellier, 541p.
- ASOLKAR L. V., KAKKAR K. K. and CHAKRE O. J. (1992). Second supplement to Glossary of Indian Medicinal Plants with Active Principles Part I. CSIR, New Delhi, India.
- AYOADE J. O. (1991). Introdução a climatologia para os Tropicós. Edited by A. S. Bertrand, Brazil. 3, II, : 232-233.
- BAILEY L. H. (1949). Manual of cultivated Plants. Macmillan, New York.
- BAILLY C., AUDIGIER C., LADONNE F., WAGNER M.H., COSTE F., CORBINEAU F., CÔME D. (2001) - Changes in oligosaccharide contents and detoxifying enzyme activities in developing bean seeds as related to desiccation tolerance. *Journal of Experimental Botany*, 52, 701-708.
- BAILLY C., LEYMARIE J., ROUSSEAU S., CÔME D., FEUTRY A., CORBINEAU F. (2003) - Sunflower seed development as related to antioxidant enzyme activities. In *The Biology of Seeds : Recent Research Advances*, G. Nicolas, K.J. Bradford, D. Côme, H. Pritchard (eds), CAB International, Oxon, 69-75.
- BASKIN J.M. and BASKIN C.C. (1998). *Seeds: Ecology, Biogeography and Evolution of Dormancy and Germination*. San Diego, CA: Academic Press.
- BEJOY M. and HARIHARAN Molly (1992). *In vitro* plantlet differentiation in *Annona muricata* L PLANT CELL, TISSU AND ORGAN CULTURE 31:245-247.
- BELOTTO F. A. and MANICA I. (1994). Clima e solo. (Spanish) In: *Fruticultura-cultivo das Anonaceas (Ata-Cherimolia-Graviola)*. Edited by I. Manica. Porto Alègre. Chapter 3: pp. 13-17.
- BENECH-ARNOLD R. L., GUALANO N., LEYMARIE J., D. CÔME D. and CORBINEAU F. (2006). Hypoxia interferes with ABA metabolism and increases ABA sensitivity in embryos of dormant barley grains. *Journal of Experimental Botany*, Vol. 57, No. 6, pp. 1423–1430
- BENETO J. R., RODRIGUEZ A. J. and RAMAN de SANDOVAL A. (1971). A soursop Pulp Extraction Procedure. *Journal of the Agriculture University of Puerto Rico*, 55: 518-519.
- BENSAID S. (1991). Germination au laboratoire en conditions naturelles et croissance en minirhizotron de *Acacia raddiana* savi, *Physiologie des Arbres et Arbustes en zones arides et semi-arides*, : 405- 412.
- BERHAUT J. (1967). Flore du Sénégal. Deuxième Edition (plus complète avec les forêts humides de la Casamance). Ed. CLAIRAFRIQUE.

- BERHAUT J. (1975). Flore illustrée du Sénégal, tome IV, Gouvernement du Sénégal, Ministère du Développement Rural et de l'Hydraulique. Direction des Eaux et Forêts, Dakar, Sénégal, 625 p.
- BERRIE A.M.M. (1984). Germination and dormancy. *In: Advanced Plant Physiology*, M.B. Wilkins, 440-468.
- BEWLEY J.D. and BLACK M. (1994). Seeds. Physiology of Development and Germination, 2nd edn. New York: Plenum Press.
- BEWLEY J.D. (1997). Seed germination and dormancy. *Plant Cell*, 9, 1055–1066.
- BINET P. (1958). Etude de quelques aspects morphologiques, anatomiques et physiologiques de la germination des semences de *Zilla macroptera* Coss. *Rev. Gén. Bot.*, 65: 129-186.
- BONNER F.T. (1984). Glossary of seed germination terms for tree seed workers. USDA Forest Service. *Gen. Tech. Rep.* SO-49, Southern Forest Experiment Station.
- BONNER F.T., Mc LEMORE B.F. and BARNETT J.P. (1974). Presowing treatment of seed to speed germination. *In: Seed of Woody Plants in the United States, Agriculture Handbook n° 450. For. Service*, USDA, Washington D.C.
- BORIES C., LOISEAU P., CORTES D., MYINT S. H., HOCQUEMILLER R., GAYRAL P., CAVE A. and LAURENS A. (1991). Antiparasitic Activity of *Annona muricata* and *Annona cherimola* Seeds. *Planta medica*, 57: 434-436.
- BORTHWICK H. A. and ROBBINS W. W. (1926). Lettuce seed and its germination. *Hilgardia*, 3: 275-304.
- BRAHDDA N., LOUDYI D. El M. W., ABOUSALIM A., BENALI D. (2000). Effet de la température et de l'endosperme sur la dormance et la germination des embryons d'olivier *Olea europaea* L. variété Picholine marocaine. *Agronomie n°20*, pp 643-653.
- BUCHAROV P. and GANTCHEFF T. (1984). Influence of accelerated and natural aging on free radical levels in soybean seeds. *Physiol. Plant.* 60, 53–56.
- BUESO C. E. (1980). Soursop, Tamarind and Cherimoya. *Tropical and Subtropical fruits – Composition, properties and Uses*. Edited by S. Nagy and Shaw P. E. Avi Publishing Inc., Westport, Connecticut, USA: pp. 375-387.
- BURKILL H. M. (1985). The useful plants of west tropical Africa. Vol. 1. 2nd edn. Royal Botanic Gardens Kew. London.
- CALZAVARA B. B. G. and MÜLLER C. H. (1987). Fruticultura Tropical: A Graviolera (*Annona muricata* L.). Belém, EMBRAPACPATU, Documentos 47 : 36pp.
- CAMPBELL C.W. and PHILIPS R.L. (1983). The sugar apple. Fruit Crops fact sheet. Florida cooperative Extension Service, University of Florida, pp. 1-3.
- CAVANAGH A.K. (1980). Some aspects of the history of seed coat treatments applied to acacias. *Bull. Groupe International Etude Mimosoïdeae*, 8 : 30-36.
- CHANDEL K. P. S., CHAUDHURY R., RADHAMANI J. and MALIK S. K. (1995). Desiccation and Freezing Sensitivity in Recalcitrant Seeds of Tea, Cocoa and Jackfruit. *Annals of Botany*, Vol. 76 : 443-450.
- CHANG F. R., WU Y. C and DUH C. Y. (1993). Studies on Acetogenins of Formosan Annonaceous Plants, II. Cytotoxic Acetogenins from *Annona reticulata*. *Journal of natural Products*, 56 (10): 1688-1694.
- CHAO-MING L., NING-HUA T., QING M., HUI-LAN Z., XIAO-JIANG H., YU W. and JUN Z. (1997). Cyclopeptide from the Seeds of *Annona squamosa* L. *Phytochemistry*, 45 (3): 521-523.
- CHATROU L. 1999. The Annonaceae and the Annonaceae project: a brief overview of the state of

affaires. *Acta Horticulturae*, 497: 43-49.

CHIN H.F., HOR Y.L. and MOHD LASSIM M.B. (1984). Identification of recalcitrant seeds. *Seed Science and Technology*, 12, 429-436.

CHOUARD P. (1954). Dormances et inhibitions des graines et des bourgeons. Préparation au forçage. Thermopériodisme. C.D.U. Ed., Paris, 157 p.

CHONG C. and BIBLE B.B. (1994). Germination and emergence. *In: Handbook of plant and crop physiology*. Edited by Mohammad Pessarakli. New York Basel. Hong Kong: 85-144.

CISSE A. et TOURE I. A. (1991). La conservation du milieu et des ressources naturelles au Sahel. R.C.S. Sahel, 140 p.

COLONNA. J. P. (1972). Contribution à l'étude de la culture in vitro d'Embryons de caféiers, action de la caféine. *Café Cacao Thé*, vol. XVI, n° 3, pp 193-202. Juillet-septembre 1972.

CÔME D. (1967). L'inhibition de germination des graines de pommiers (*Pirus malus L.*) non dormantes. Rôle possible des phénols tégumentaires. *Ann. Sci. Nat. Bot.*, 8 : 371-478.

CÔME D. (1968). Problèmes de terminologie posés par la germination et ses obstacles. *Bull. Soc. Franç. Physiol. Vég.*, 14 (1) : 3-9.

CÔME D. (1970). Les obstacles à la germination Edit. MASSON et CIE. 485p.

CÔME D. (1975). Rôle de l'eau, de l'oxygène, et de la température dans la germination. Paris, pp27- 44.

CÔME D. (1982). Germination, pp. 129-225 *In* : Croissance et développement, Physiologie végétale II, P. Mazliak (éd.), Hermann, Paris, 465 p.

CÔME D. et CORBINEAU F., 1992. Les végétaux et le froid. Dans les semences et le froid, *Côme pub.*, Hermann ed., Paris : 401-461.

CÔME D., DURAND R., DURAND B., JACQUES R., PENON P. et ROLAND J.C. (1982). Croissance et développement, Physiologie végétale II.

CORBINEAU F., BIANCO J., GARELLO G. and CÔME D. (2002) - Breakage of *Pseudostuga menziesii* seed dormancy by cold treatment as related to changes in seed ABA sensitivity and ABA levels. *Physiologia Plantarum*, 114, 313-319.

CORBINEAU F., BAGNIOL S. and CÔME D. (1990). Sunflower (*Helianthus annuus L.*) seed dormancy and its regulation by ethylene. *Isr. J. Bot.* 39, 313–325.

CORBINEAU F., GOUBLE B., LECAT S. and CÔME D. (1991). Stimulation of germination of dormant oat (*Avena sativa L.*) seeds by ethanol and other alcohols. *Seed Sci. Res.* 1, 21–28.

CORONEL R. E. (1994). Atis. *In*: Promising Fruits of the Philippines. Edited by R. E. Coronel, Zuno J. C. and Sotto R. C. *College of Agriculture*, University of the Philippines at Los Baños, Laguna, Philippines: pp. 1-18.

CORTÉS D., FIGADERE B. and CAVÉ A. (1993). Bis-Tetrahydrofuran Acetogenins from Annonaceae. *Phytochemistry*, 32 (6): 1467-1473.

CROMARTY A. S., ELLIS R. H., ROBERTS E.H., 1990. The Design of Seed Storage Facilities for Genetic Conservation. Edition révisée. *International Board for Plant Genetic Resources*, Rome : 100 pp.

CRONQUIST A. (1981). An integrated system of classification of flowering plants. *Columbia University Press*, New York, USA, 1262 p.

CSE (2005). Rapport sur l'état de l'environnement au Sénégal. *Centre de suivi écologique*, Ministère de l'environnement et de la protection de la nature, Etat du Sénégal. 231p.

DANTHU P. (1993). L'inhibition tégumentaire des graines de *Faidherbia albida* et d'*Acacia raddiana*. Comportement anatomique et application pratique. In : « *l'atelier sur les symbioses Acacias* ». *Bois et Forêts des tropiques*, 24 p.

DANTHU P., ICKOWICZ A., FRIOT D., MANGA D. et SARR A. (1996). Effet du passage par le tractus digestif des ruminants domestiques sur la germination des graines de légumineuses ligneuses des zones tropicales sèches. *Rev. Elv. Méd. Vét. Pays trop.*, 49 (3) : 235-242.

DANTHU P., ROUSSEL J., DIA M. and SARR A. (1992). Effect of different pretreatments on the germination of *Acacia senegal* seeds, *Seed Sci. & Technol.*, 20: 111-117.

DEROIN T. (1988). Aspects anatomiques et biologique de la fleur des annonacées, *Thèse*, Paris-11, Orsay, numéro 590., 263 p.

DEROIN T. (1989). Evolution des modalités de la pollinisation au cours du développement des axes aériens chez une espèce savanicole soumise aux feux annuels : *Annona senegalensis* Pers. *Plant Physiol. C. R. Acad. Sci. Paris*, t. 308, Série III. P. 307-311.

DEROIN T. et BOUREAU E. (1989). Evolution des modalités de la pollinisation au cours du développement des axes aériens chez une Annonacées savanicoles soumise aux feux annuels : *Annona senegalensis* pers. *Comptes rendus de l'Académie des Sciences. Sciences de la vie* 308 (11) : 307 – 311.

DE SMET S., VAN DAMME P., SCHELDEMAN X. and ROMERO J. (1999). Seed structure and Germination of Cherimoya (*Annona cherimola* Mill.). In: Proceeding of the first international Symposium on Cherimoya, Loja, Ecuador. Edited by V. Van Damme P. and Scheldeman X. ISHS, Loja, Ecuador. *Acta Horticulturae*, 497: 269-278.

DEYSSON G. (1976). Organisation et Classification des Plantes vasculaires. Deuxième partie : Systématique. *Cours de Botanique Générale*. Quatrième série. Tomé II. SEDES/CDU. PP 246 – 271.

DIALLO M.S. (2001). Etudes des conditions de régénération *in vitro* par bourgeonnement cotylédonaire chez *Vigna unguiculata* (L.) Walp. Mémoire DEA, Biologie végétale, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal, 49 p.

DIALLO N. et DUHOUX E. (1984). Organogenèse et multiplication *in vitro* chez *Eucalyptus camaldulensis*. *J. Plant Physiol.*, 115 : 177-182.

DI MICHELE M. N. et BRAY L. (1994). Multiplication végétative *in vitro* d'*Acacia flava* syn. *Erhenbergiana*. *Quel avenir pour l'amélioration des plantes?* Ed. AUPELF-UREF. John Libbey Eurotext, Paris. pp. 195-204.

DUHOUX E. et DAVIES D. W. (1995). Caulogenèse à partir de bourgeons cotylédonaire d'*Acacia albida* et influence du saccharose sur la Rhizogenèse. *J. Plant Physiol.*, 121 : 175-180.

DIATTA S. (2002). Modes de propagation d'un ligneux fourrager sahélien : Germination et premières étapes de croissance de *Maerua crassifolia* Forsk. au laboratoire, Mémoire DEA, Biologie végétale, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal, 23 p.

DIONE F.G.B. (2001). Etude des facteurs de la germination et de la multiplication végétative chez *Detarium senegalense* Gmel. et *Detarium microcarpum* Guill et Perr., Mémoire DEA, Biologie végétale, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal, 63 p.

DONADIO L. C. (1997). Situação actual e perspectivas das Anonaceas. (Portuguese) In: *Anonaceas: Produção e Mercado (Pinha, Graviola, Atemoia e cherimolia)*. Edited by A. R. Sao José, Souza I. V. B., Morais O. M. and Rebouças T. N. H. Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Depto de Fitotecnia e Zootecnia. Vitoria da Conquista, Bahia, Brasil: pp. 1-4.

- DONOHUE K., DORN L., GRIFFITH C., KIM E., AGUILERA A., POLISETTY C.R. and SCHMITT J. (2005). Niche construction through germination cueing: life-history responses to timing of germination in *Arabidopsis thaliana*. *Evolution* 59, 771–785.
- DUARTE O., VILLAGARCIA J. and FRANCIOSI R. (1974). Efecto de Algunos Tratamientos en la Propagación del Chirimoyo, por Semillas, Estacas e Injertos. *Proceedings of the Tropical Region of American Society Horticulture Science*, 18: 41-48.
- DUKE J. A. (1970). Ethnobotanical Observations on the Choco Indian. *Economic Botany*, 24 (3): 344-366.
- EL NOUR M., EL KHALIFA K., MASSIMO K. and EL HASSEN B. (1991). Preliminary study on seed pregermination treatment and vegetative propagation of *Balanites aegyptiaca* (L) Del., *Physiologie des Arbres et Arbustes en zones arides et semi-arides*, 413- 416.
- ESASHI Y., OGASAWARA M., GO'RECKI R. and LEOPOLD A.C. (1993). Possible mechanisms of after ripening in *Xanthium* seeds. *Physiol. Plant.* 87, 359–364.
- EVENARI M. (1957). Les problèmes physiologiques de la germination. *Bull. Soc. Franç. Physiol. Végét.*, 3 (4) : 105-124.
- EVENARI M. (1961). A survey of the work done in seed physiology by the department of Botany. Hebrew University, Jerusalem (Israel). *Proc. Int. Seed test. Ass.*, 26 (4) : 597-658.
- FALL A.S., (2006). Capacités germinatives et régénératives *in vitro* du bois de palissandre ou “Ebénier du Sénégal (*Dalbergia melanoxylon*, Fabaceae). Mémoire de DEA. Département de Biologie Végétale (FST/UCAD).
- FALL D. (2005). Étude chimique et biologique d'Annonaceae du Sénégal : étude particulière des racines d'*Annona senegalensis* Pers., des racines et des graines d'*Uvaria chamae* P. Beauv. *Thèse de doctorat : Pharmacognosie*.
1 vol. (218 f.) : ill. ; 30 cm. Université de Paris-Sud. Faculté de pharmacie (Châtenay-Malabry, Hauts-de-Seine).
- FAO. (1983). Food and fruit-bearing Forest Species, 1: Examples from Eastern Africa. *FAO Forestry paper*, 4 (1): 11-14.
- FAO. (1988). Traditional Food Plants – A Resource Book for Promoting the Exploitation and consumption of Food Plants in arid, semi-arid and sub-humid lands of Eastern Africa. *FAO Food and nutrition paper*, 42.
- FARRANT J.M., BAILLY C., LEYMARIE J., HAMMAN B., CÔME D. and CORBINEAU F. (2004) - Wheat seedlings as a model to understand desiccation-tolerance and -sensitivity. *Physiol. Plant.*, 120, 563-574.
- FATOPE M. O., AUDU O. T., TAKEDA Y., ZENG L., SHI G., SHIMADA H. and McLAUGHLIN J. L. (1996). Bioactive Ent-Kaurene Diterpenoids from *Annona senegalensis*. *Journal of natural Products*, 59: 301-303.
- FERREIRA G., CEREDA E., SILVA C. de P., CUNHA R. J. P. and CATANEO A. (1997). Imbibition Studies of Sugar Apple (*Annona squamosa* L.) and Atemoya (*Annona Híbrida*) Seed. In: *Memorias del Congreso Internacional de Anonáceas*. Universidad Autónoma Chapingo (UAC), Chapingo, México: pp. 210-225.
- FERREIRA G. Z., FOGAÇA L. A. and MALAVASI M. M. (1999). Germinación de semillas de *Annona squamosa* L. Sometidas a Diferentes Tiempos y Concentraciones de ácido Giberélico. In : *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Universidad de Ciencias y artes del Estado de Chiapas, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México : pp.79
- FINCH-SAVAGE W.E., CÔME D., LYNN J.R., CORBINEAU F. (2005) Sensitivity of Brassica oleracea seed germination to hypoxia : a QTL analysis. *Plant Sci.*, 169, 753-759.
- FINCH-SAVAGE W.E and LEUBNER-METZGER G. (2006) Seed dormancy and the control of germination. *New Phytol.* 171, 501–523.

- FOUQUE A. (1972). Espaces Fruitières D'Amérique Tropicale. (French) *Fruits*, 27 (1) : 62-72.
- FRANCINI A., GALLESCHI L., SAVIOZZI F., PINZINO C., IZZO R., SGHERRI C. and NAVARI-IZZO F. (2006). Enzymatic and non-enzymatic protective mechanisms in recalcitrant seeds of *Araucaria bidwillii* subjected to desiccation. *Plant Physiology and Biochemistry*, Vol. 44: 556-563
- FRIES R. E. (1959). Annonaceae. In : Die Natürlichen Pflanzenfamilien 2^e. Edited by A. Engler and Prantl K. Aufl., Band 17a II: 1-171, Berlin, Germany.
- FUSAGRI A. A. F. G. (1982). Estudios de Dinamica de Maduracion en Guanabana. Processing of the tropical Region. *American Society for Horticultural Science*, 25 : 267-274.
- GAUSSEN H., LEROY J. F. et OZENDA P. (1982). Précis de botanique. Tome II : Végétaux supérieurs. Deuxième ed. MASSON. Pp 221 – 229.
- GEORGE A.P. (1985). Custard apple. In: p. Page (Editor), tropical tree fruits for Australia. Queensland Department of Primary Industries, Brisbane, pp.35-41.
- GEORGE A.P. and NISSEN R.J. (1987). Propagation of Annona Species: a review. *Sci.Hortic.* 33: 75-85
- GEORGE A.P. and NISSEN R.J. (1993). Annonaceous fruits. In: R.K.Robinson and M.J.Sadler (Editors). *Encyclopaedia of Food Science. Food technology and Nutrition*. Academic press. London pp195-199.
- GEURTS F. (1981). Annonaceous Fruits. *Royal Tropical Institute*, Amsterdam, the Netherlands.: 16 pp.
- GLEYE C., DURET P., LAURENS A., HOCQUEMILLIER R. and CAVE A. (1998). Cis-monotetrahydrofuran Acetogenins from the roots of *Annona muricata*. *Journal of Natural Products*, 61: 576-579.
- GORDON A.G. and ROWE D.C.F. (1982). Seed manual for ornamental trees and shrubs. *For. Comm. Bull.* 59, HMSO London.
- GOTTSBERGER G. (1988). *Taxon*. 37. P 630-643.
- GROUZIS M. et ALBERGEL J. (1989). Du risque climatique à la contrainte écologique : Incidence de la sécheresse sur les productions végétales et le milieu au Burkina Faso. In : Eldin M. et Milleville P. (eds.), *Le risque en agriculture*. ORSTOM Paris, *Coll. A travers champs*, 243-254.
- GUEYE M. (1997). Contribution à l'étude de quelques facteurs exogènes et endogènes contrôlant la germination de cinq espèces ligneuses sahéliennes : *Sclerocarya birrea* (Richard) Hochst., *Zizyphus mauritiana* Lam. et trois espèces du genre *Acacia* Miller. Thèse de doctorat de 3^{ème} cycle de Biologie Végétale. F.S.T - U.C.A.D, 116 p.
- GUEYE M. et SAMB P. I. (1998). Effects comparés du passage dans le tractus digestif de chèvre et du traitement à l'acide sulfurique sur la germination des semences de *Zizyphus mauritiana* Lam. *Bull. de L'IFAN*. CH. A. Diop, Dakar. T. 49, Sér. A, n°2 : 181-195.
- GUIGNARD J.-L. (1994). *Abrégé de Botanique*. Neuvième édition. MASSON.
- GUYOT M. (1992). *Systématique des Angiospermes (Référence à la flore du Togo)*. pp 14 – 17
- HALLIDAY J. and NAKAO P. (1984). Technical note on the germination of leguminous tree seeds. *Pesq. Agropec. Bras.*, 19, 231 – 234.
- HANKE V. (1993). Untersuchungen zur Keimung von Achänen bei Erdbeere. *Erwerbsobstbau*, 35(4), 105-109.
- HARPER J.L. (1977). *Population biology of plants*. Academic Press, London.
- HARRINGTON J. F. (1962). The effect of temperature on the germination of several kinds of vegetal seeds. *XIVth inter. Hort Cong.* Bruxelles, II: 435-441.

HARTMANN H. T., KESTER D. E. and DAVIES Jr. F. T. (1990). Principles of Seed Selection. In: *Plant Propagation, Principles and Practices*. Prence. Hall, New Jersey, USA. Chapter 5: pp. 94-103.

HAYAT M. A. (1963). Morphology of seed Germination and Seedling in *Annona squamosa*. *Botanical Gazette*, 124 : 360-362.

HELLER R. (1978). Abrégés de Physiologie Végétale. Tome 2. Développement. Masson, Paris, 215 p.

HELLER R. (1982). Physiologie Végétale 2, Développement. Masson : 145-163.

HELLER R., ESNAULT R. et LANCE C. (1989). *Physiologie Végétale. 1. Nutrition*. Ed. Masson, Paris, 273p.

HELLER R., ESNAULT R. et LANCE C. (1995). Physiologie végétale 2. Développement, 5^{ème} éd. Masson. Paris, Milan, Barcelone ; 315 p.

HELLER R., ESNAULT R. et LANCE C. (2004). Physiologie végétale 2. Développement, 6^{ème} éd. Dunod, 366 p.

HENDRY G.A.F. (1993). Oxygen, free radical processes and seed longevity. *Seed Sci. Res.* 3, pp 141–153.

HERNÁNDEZ D. C. M., RIOS M. J. A., VIDAL-LEZAMA and MARROQUIN A. L. M. (1999). Efectos de giberelinas y sustrato Sobre la Germinación de Semillas de Chincuya (*Annona purpurea* Moc & Sesse). (Spanish) In : *Memorias del II congreso Internacional de Anonáceas. Universad de Ciencias y Artes del Estado de Chiapas*, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México : pp. 102-122.

HERNANDEZ L. V. (1983). La Reproducción Sexual Multiplicación Vegetativa de las Anonáceas. Universidad Veracruzana, Vera Cruz, México : pp. 102-122.

HERNANDEZ M. C. L. V. and NIETO ANGEL D. (1997). Diagnostico Técnico y Commercial de la Guanabana en México. *Memorias del Congreso Internacional de Anonaceas*. Universidad Autonoma Chapingo (UAC), Chapingo, México: pp. 1-18.

HEYWOOD V.H. (1985). Flowering plants of the world. Croom Helm, London, U.K. & Sydney, Australia, 336 p.

HOLANDA L. F. F., MAIA G. A., MARTINS C. B. and FE J. de A.M. (1980). Estudo do processamento e Estabilidade da polpa e Néctar da Graviola (*Annona Muricata* L.). *Ciências Agronomy*, 10 (1) : pp 103-107.

HONG T. D., LININGTON S. and ELLIS R. H. (1996). Compendium of Information on Seed Storage Behaviour. *International Plant Genetic Resources Institute*, Rome: sous presse.

HOPP D. C., ALALI F. Q., GU Z. M., and McLAUGHLING J. L. (1998). Mono-THF Ring Annonaceous Acetogenins from *Annona Squamosa* L. *Phytochemistry*, 47 (5): pp 803-809.

HOPP D. C., ZENG L., GU Z. M., KOWALSKA J. F. and Mc LAUGHLIN J. L. (1997). Novel Mono-tetrahydrofuran Ring Acetogenins, from the Bark of *Annona squamosa*, Showing Cytotoxic Selectivities for the Human Pancreatic Carcinoma Cell Line, PACA-2. *Journal of Natural Products*, 60 : 581-586.

HOPP D. C., ZENG L., GU Z. M. and Mc LAUGHLIN J. L. (1996). Squamotacin: An Annonaceous Acetogenin with Cytotoxic Selectivity for the Human Prostate Tumor Cell Line (PC-3). *Journal of Natural Products*, 59 (2) : 97-99.

HUTCHINSON J. and DALZIEL J. M. (1954). Flora of west tropical Africa. Second edition. Vol I. part-1. *Crown agents for oversea Goverments and Administrations*. Milibank, London, S.W.1.

JIROVETZ L., BUCHBAUER G. and NGASSOUM M. B. (1998). Essential oil compounds of the *Annona Muricata* Fresh Fruit Pulp from Cameroon. *Journal of Agriculture Chemistry*, 46 : 3719-3720.

JUNQUEIRA N. T. V., CUNHA M. M. da, OLIVEIRA M. A. S. and PINTO A. C. de Q. (1996). Graviola para Exportação: Aspectos Fitossanitários. Embrapa-SPI, Brasília: 67 pp.

KADDOUR M. K. (2007). Etude de la germination des grains d'*Argania spinosa* traitées à l'eau chaude et l'eau froide, demées en pépinière. INRF. Ed. *Fruits oubliées* .

KAVATI R. and PIZA Jr. C. T. (1997). Formação e Manejo do Pomar de Fruta-do-condo, Ateemoia e Cherimoia. In: Anonáceas, Produção e Mercado. Edited by A. R. *São José, Souza I. V. B., Morais O. M. and Rebouças* . Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista, Bahia, Brasil : pp. 76-83.

KERHARO J. (1973). La pharmacopée sénégalaise traditionnelle. 4^{ème} Trimestre, 1973.

KERHARO J. et ADAM J.G. (1974). La pharmacopée Sénégalaise Traditionnelle : plante médicinale et toxiques. (Eds.) Vigot Frères.Paris, 1011 p.

KESSLER P. J. A. (1993). Annonaceae. In: The flowering Dicotyledons. Edited by K. Kubitzki, Rohwer J. G. and Brittrich V. Springer-Verlag. Berlin, Germany. : pp. 93-104.

KEYS A. A., SMITH O. E., KUMAMOTO J. and LYON J. L. (1975). Effect of gibberellic acid, kinetin, ethylene and carbon dioxide on the thermodormancy of Lettuce seed (*Lactuca sativa* Mesa.). *Plant Physiol.*, 56: 826-829.

KHAN A. A. (1960). Analysis of dark-osmotic inhibition of germination of Lettuce. *Plant Physiol*, 35: 1-7.

KHAN M. R., KORNINE K. and OMOLOSO A. D. (1997). Antibacterial Activity of Some Annonaceae Part I. *Fitoterapia*, 69 (4): 367-369.

KHOULE A. (2003). Etude des conditions de regeneration et de multiplication massale in vitro chez *Moringa oleifera* (Lam). Mémoire DEA, Biologie Végétale, FST, UCAD, Dakar, Sénégal, 57p.

KING R. W. (1989). Physiology of prouting resistance. In: NF Derera, Ed. Preharvest field spouting in cereals *C.RC Press Boca raton*, FL.: 27-60.

KOORNEEF M., BENTSINK L. and HILHORST H. (2002). Seed dormancy and germination. *Curr. Opin. Plant Biol.* 5, 33–36.

KOWALSKA M. T. and PUETT D. (1990). Potential Biomedical Applications for Tropical Fruit Products. *Tropical Garden Fruit World*, 1 (4): 126-127.

KRETSCHMER M. and KRÜGER-STEDEN E. (1997). Über die Keimfähigkeit von Erdbeersaatgut. *Gemuese (Muenchen)*, 33(7), 417-418.

KUPIDLOWSKA E., GNIAZDOWSKA A., STEPIEŃ J., CORBINEAU F., VINEL D., SKOCZOWSKI A., JANECZKO A. and BOGATEK R. (2006). Impact of Sunflower (*Helianthus annuus* L.) Extracts Upon Reserve Mobilization and Energy Metabolism in Germinating Mustard (*Sinapis alba* L.) Seeds. *J Chem Ecol*, 32:2569–2583

LEAL F. (1990). Sugar Apple. In: Fruits of Tropical and Subtropical origin composition, Properties and Uses. Edited by S. Nagy, Shaw P. E. and Wardowski W. F. Florida Science Source, Inc., Lake Alfred, Fla.: pp. 149-158.

LE BOEUF M., CAVE A., BHAUMIK P. K., MUKHERJEE B. ET MUKHERJEE R. (1982). *Phytochemistry*. 21.2783

LE BORGNE J. (1990). La dégradation actuelle du climat en Afrique, entre Sahara et Equateur.pp.17-36.In : La dégradation des paysages en Afrique de l'ouest », *J.F. Richard* (ed), AUPELF, Dakar, 310

LEBRUN J.-P. et STORK A. L. (1991). Enumeration des plantes à fleurs d'Afrique tropicale. Vol I: Généralités et Annonaceae à Euphorbiaceae et Pandaceae. Editions des Conservatoires et Jardins botaniques.

LEBRUN J.-P. et STORK A. L. (1992). Enumération des plantes à fleurs d'Afrique tropicale. Vol II: Généralités et Annonaceae à Euphorbiaceae et Pandaceae. *Editions des Conservatoires et Jardins botaniques*. pp 31-32.

LEHNER A., BAILY C., FLECHE B., POELS P., CÔME D. and CORBINEAU F. (2005). Changes in wheat seed germination ability, soluble carbohydrate and antioxidant enzyme activities in the embryo during the desiccation phase of maturation. *Journal of Cereal Science*, Vol. 43 : 175-182.

LEHNER A., MAMADOU N., POELS P., CÔME D., BAILY C. and CORBINEAU F. (2008). Changes in soluble carbohydrates, lipid peroxidation and antioxidant enzyme activities in the embryo during ageing in wheat grains. *Journal of Cereal Science*, Vol. 47 : 555-565

LEON J. (1987). *Botánica de los cultivos Tropicales*. (Spanish) IICA, San José, Costa Rica.

LEUBNER-METZGER G. (2005). Beta-1, 3-glucanase gene expression in low-hydrated seeds as a mechanism for dormancy release during tobacco after-ripening. *Plant J.* 41, 133–145.

LIZANA L. A. and REGINATO G. (1990). Cherimoya. In: *Fruits of Tropical and subtropical Origin: Composition, Properties and Uses*. Edited by S. Nagy, Shaw P. E. and Wardowski W. F. Florida Science Source, Lake Alfred, Florida, USA: pp. 131-148.

LANGASON R. B. F., AKUNYILI D. N. and AKUBUE P. I. (1994). A preliminary study of the Gastrointestinal Effects of some Nigerian Medicinal Plants. *Fitoterapia*, 65 (3): 235-241.

MABBERLEY D. J. (1990). *The plant-book*. Cambridge university Press, 707 p.

MAHESHWARI P. and SINGH U. (1965). *Dictionary of economic plants in India*. Indian council of Agricultural Research, New Delhi, p.12.

MAINGUET M. (1990). *Desertification: natural background and human mismanagement*. Springer Verlag, Berlin, 306 p.

MAKEY D. B. (1972). In *viability of seeds*. E. H. Roberts. Ed. Chapman and Hall, London, 172 p.

McDONALD M.B. (1999). Seed deterioration: physiology, repair and assessment. *Seed Sci. Technol.* 27, 177–237.

MEHDADI Z., BENAOUA Z., LATRECHE A., BENHASSAINI H., BOUCHAOUR I. (2004). Contribution à l'étude de la régénération naturelle de *Stipa tenacissima* L. dans les hautes plaines steppiques de Sidi Bel-Abbès (Algérie occidentale). *Science et changements planétaires / Sécheresse*. Volume 15, Numéro 2, 167-71, AVRIL-MAI-JUIN, Note de recherche.

MELO G. S., GONZAGA NETO L. and MOURA R. J. M. (1983). *Cultivo da Gravioleira*. Empresa Pernambucana de Pesquisa Agropecuaria-IPA. Recife, Pernambuco de State, Brasil : 4 pp. (Instruções Técnica, 13).

MICHEL P. (1990). La dégradation des paysages au Sénégal. pp. 37-53, In : *La dégradation des paysages en Afrique de l'ouest*. J. F. Richard (ed.), AUPELF, Dakar, 310 p.

MORAN R., BAUTISTA C., BERMUDEZ R., CALZADA B and CHAVEZ F. (1972). Comparativode Dos Diametros de Patron y Cinco Tipos de Injertos en la Propagación del Chirimoyo (*Annona cherimola* Mill). *Anuario Científico La Molina*, 10 (¾) : 158-176.

MORENO ANDRADE R., LUNA CAZARES L. and GONZALEZ ESQUINCA A. R. (1999). Estudios Sobre la Germinación de *Annona lutescens*. In: *Memorias del II Congreso Internacional de Anonáceas*. Universad de Ciencias y Artes del Estado de Chiapas, Tuxtla Gutiérrez, Chiapas, México : 82 pp.

MORRIS C. F. and PAULSEN G. M. (1988). Localization and physical properties of endogenous germination inhibitors in white wheat gram cereal. *Chem.*, 65: 404-408.

- MOURA J. V. (1988). A cultura da Graviola em Áreas Irrigadas. In: *Uma Nova opção*. Fortaleza, DNOCS: 42 pp.
- MOWRY H. TOY L. and WOLFE H. S. (1941). Miscellaneous Tropical and Subtropical Florida fruits. *Agriculture Extension Service*. Gainesville, Florida, Bulletin, 109: pp 11-21.
- MUHAMMAD S. and AMUSA N.A. (2003). Effects of sulphuric acid and hot water treatments on seed germination of tamarind (*Tamarindus indica* L), *African Journal of Biotechnology*, 2 (9) : 276-279.
- MURRAY A. M., MENDEZ J. and BROWN S. A. (1982). The natural coumarine, chemistry and biochemistry. John Wiley sons (ed.), Chichester, 720 p.
- MURTHY U.M.N. and SUN W.Q. (2000). Protein modification by Amadori and Maillard reactions during seed storage: roles of sugar hydrolysis and lipid peroxidation. *J. Exp. Bot.* 51, 1221–1228.
- MURTHY U.M.N., KUMAR, P.P. and SUN W.Q. (2003). Mechanisms of seed ageing under different storage conditions for *Vigna radiate* (L.) Wilczek: lipid peroxidation, sugar hydrolysis, Maillard reactions and their relationship to glass state transition. *J. Exp. Bot.* 54, 1057–1067.
- MAHESHWARI P. and SINGH U. (1965). Dictionary of economic plants in India. *Indian council of Agricultural research*, New Delhi, p12.
- MOORE R.P. (1985). *Tétrazolium testing Manual*. International Seed testing Association, Zurich, 99p.
- MORTON J. F. (1987). *Fruits of Warm Climates*. *J. F. Morton Publishers*, Miami, Florida, USA.
- NAIR S., GUPTA P.K., SHIRGURKAR M.V. and MASCARENHAS A.F. (1984). *In vitro* organogenesis from leaf explants of *Annona squamosa* Linn. *Plant cell Tissue organ culture*. 3:29-40.
- NAKAMURA S. (1972). Germination of strawberry seeds. (Japanese with English summary). - *J. Jpn. Soc. Hortic. Sci.*, 41(4), 367-375.
- NAKASONE H. Y. and PAULL R. E. (1998). Annonas. In: *Tropical Fruits*. Edited by H. Y. Nakasone and Paull R. E. CAB International, London, UK. : pp. 45 -75.
- NAS (1975). Underexploited Tropical Plants with Promising Economic Value. *National Academy of Sciences*, Washington DC, USA.
- NDIAYE A. (2006). Etude des potentialités organogènes in vitro et in vivo chez quatre espèces de Bambous (*Bambusa balcoa*, *B. vulgaris*, *Dendrocalamus* sp., *Oxytenanthera abyssinica*). Thèse de doctorat de troisième cycle. UCAD/FST/BV, 120p.
- NIKOLAEVA M.G. (1977). Factors controlling the seed dormancy pattern. In: *Physiology and biochemistry of seed dormancy and germination* (Ed. A.A. Khan), Elsevier, Holland: 51-74.
- NONGONIERMA A. (1978). Contribution à l'étude biosystématique du Genre *Acacia* Miller. Thèse de Doctorat d'Etat. Faculté des Sciences et Techniques de l'Université de Dakar. Sénégal. Tome I : text, 451 p.
- NOUAIM R. (1991). La biologie de l'Arganier. In : Colloque International "L'Arganier, recherches et perspectives", Agadir (Maroc) 11-15/03/91.
- OCHSE J. J., SOULE Jr. M. J., DIJKMAN M. J. and WEHLBURG C. (1974). Otros cultivos frutales. (Spanish) In : *Cultivo y mejoramiento de plantas tropicales y subtropicales*. Editorial Limusa, México. : pp.587-818.
- OGBADOYI E. O., ABDULGANIY A. O., ADAMA T. Z. and OKOGUM J. I. (2007). In vivo trypanocidal activity of *Annona senegalensis* Pers. leaf extract against *Trypanosoma brucei brucei*. *J. of Ethnopharmacologie*, Volume 112, Issue 1, pp. 85-89.
- OLIVRY J.C. (1983). Le point en 1982 sur la sécheresse en Sénégal et aux îles du cap vert. Examen de quelques séries de longues durée (débits et précipitations). *Cah. ORSTOM, Sér. Hydrologie* 1, 22p.

- ORACZ K., BOUTEAU H. E., FARRANT J. M., COOPER K., BELGHAZI M., JOB C., JOB D., CORBINEAU F. and BAILLY C. (2007). ROS production and protein oxidation as a novel mechanism for seed dormancy alleviation. *The Plant Journal* (2007) 50, 452–465.
- ORLANDINI M. et BULARD C. (1977). Acide Abscissique et germination des Akènes de *Lactuca sativa* L. cv. Attraction à l'obscurité à différentes températures. *Planzen Physiol.*, 5 : 77-81.
- PANDEY G. P. and VARMA B. K. (1977). Annona seed powder as a Protectant of Mung Against Pulse Beetle, *Collosobruchus maculatus* (Fabr.). *Bulletin of Grain Technology*, 15 (2): 100-104.
- PAYUMO E. M., PILAC L. M. and MANIQUIS P. L. (1965). The preparation and Storage Properties of Canned Guaybano (*Annona muricata* L.) Concentrate. *Philippine Journal of Science*, 94: 161-169.
- PHILIPPOV S., KANDE K. M. and MACHEV K. K. (1995). Alkaloids of *Annona senegalensis*. *Fitoterapia*, 66 (3): 275-276.
- PHILIPPOV S., MACHEV K. and TSANKOVA E. (1994). Liriodenine from *Annona muricata* Seeds. *Fitoterapia*, 65(6) : 555.
- PINTO A. C. de Q. (1975 a). Produção e Utilização da Graviola e Pinha. In: Semi-Annual field Progress Report. Centro de Pesquisa Desenvolvimento CEPED, Bahia, Brazil: pp. 1-18.
- PINTO A. C. de Q. (1975 b). Influencia de Hormônio Sobre o Poder Germinativo de Sementes de Graviola (*Annona muricata* L.). In : *Anais do III Congresso Brasileiro de Fruticultura*, V. II. Sociedade Brasileira de fruticultura, Rio de Janeiro, Brasil : pp. 415-421.
- PINTO A. C. de Q and SILVA E. M. (1994). Graviola para exportação: Aspectos Técnicos da Produção (Portuguese) FRUPEX, Min. Agricultura, do Abastecimento e da Reforma Agraria, Sec. de Desenvolvimento Rural SDR, Prog. De Apoio a Prod. E Export. De Frutas, Hortaliças, Flores e plantas Ornamentais. : 41pp.
- PINTO A. C. de Q and SILVA E. M. (1996). Graviola para Exportação. Aspectos Técnicos da Produção. (Portuguese) *Embrapa/SPI*, Brasília, Brasil.
- PINTO A. C. de Q. and RAMOS V. H. V. (1997). Graviola: Formação do Pomar e Tratos Culturais. Anonáceas, Produção e Mercado. In: *Anonáceas, Produção e Mercado*. Edited by A. R. São José, Souza I. V. B., Morais O. M. and Rebouças T. N. H. Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista, Bahia, Brasil: pp. 94-104.
- PINTO A. C. de Q., RAMOS V. H. V. and RODRIGUES A. A. (2001). Formação do POMAR. In: Graviola, Produção. Edited by OLIVEIRA M. A. A. Embrapa Informação Tecnológica, Brasília, DF. : pp. 22-25.
- PINTO A. C. de Q., CORDEIRO M. C. R., DE ANDRADE S. R. M., FERREIRA F. R., FILGUEIRAS H. A. de C., ALVES R. E. and KIMPARA D. I. (2005). Annona species. International centre for underutilised Crops, University of Southampton, Southampton, UK.
- PODOLER H., GALON I. et GAZIT S. (1984). Acta OEcologica. *OEcolog. Applic.*, 5. P. 369-381.
- PODOLER H., GALON I. et GAZIT S. (1985). Acta OEcologica. *OEcolog. Applic.*, 5. P. 251-258.
- POINTIE G. et Gaud G. (1992). L'environnement en Afrique. Afrique contemporaine, n° 161, 294 p.
- POPENOE W. (1939). Importantes Frutas Tropicais. (Portuguese) Washington DC. *União Panamericana, Depto de Cooperação Agrícola.*: 29 pp. (série Agricultura, 81-82).
- POPENOE W. (1974). The Annonaceous fruits. In: *Manuel of tropical and Subtropical Fruits*. W.POPENOE (editor). A facsimile of the 1920 edn. Hafner Press, New York, pp 161-195.
- POPENOE W. (1974a). The Annonaceous fruits. In: *Manuel of tropical and Subtropical Fruits*. W.POPENOE (editor). A facsimile of the 1920 edn. Hafner Press, a division of Macmillan Publishing Co, Inc., New York, Collier-Macmillan Publishers, London, Chapter 5: 161 – 189.

- POPENOE W. (1952). Central American Fruit Culture. CEIBA. 1 (5): pp. 299-304.
- PRASADA R. R. and RAO S. D. T. (1984). Oil from Custard Apple (*Annona squamosa*) Seed. *Indian Food Industry*, 3: 163-164.
- PRIESTLEY D.A. (1986). Seed Aging. Implications for Seed Storage and Persistence in the Soil. Ithaca, NY: Cornell University Press.
- PRINS H. and MAGHEMBE J. A. (1994). Germination studies on seed of fruit tree indigenous to Malawi. *For. Eco. Manage.*, 64: 11-125.
- PUROHIT A. (1995). Annonaceous Fruits. In: *Handbook of Fruit Science and Technology: Production, Composition, Storage and Processing*. Edited by D. K. Salunkle and Kadam S. S. M. Dekker, New York, USA: pp. 377-385.
- PURSEGLOVE J. W. (1968). Other Useful Products: Annonaceae. *Tropical Crops, Dicotyledons*. Longman, UK. : pp.624-625.
- PUKACKA S. and RATAJCZAK E. (2005). Production and scavenging of reactive oxygen species in *Fagus sylvatica* seeds during storage at varied temperature and humidity. *J. Plant Physiol.* 162, 873–885.
- PUKACKA S. and RATAJCZAK E. (2006). Antioxidative response of ascorbate–glutathione pathway enzymes and metabolites to desiccation of recalcitrant *Acer saccharinum* seeds. *J. of Plant Physiology*, Vol. 163: 1259-1266.
- QADRI S. S. H. and RAO B. B. (1977). Effect of Combining some Indigenous Plant Seed Extract against House-Hold Insects. *Pesticides*, 11 (12): 21-23.
- RAPONDA-WALKER A. and SILLANS R. (1961). Les plantes utiles du Gabon. Paul Lechevalier. Paris.
- RASAI S., KANTHARAJAH A.S. and DODD W.A. (1994). The effect of growth regulators, source of explants and irradiance on in vitro regeneration of Atemoya. *Aust. J. Trop. Agric.*, 11(4) 237-245.
- RICHARD J. F. (1990). La dégradation des paysages en Afrique de l'Ouest. AUPELF, UICN, ORSTOM, ENDA, Dakar, 310 p.
- RIZZINI C.T. (1973). Dormancy in seeds of *Annona crassiflora* Mart. *Journal of Experimental Botany*, 24, 117-123.
- ROBERTS E.H. (1972). Storage environment and the control of viability. *In: Viability of seeds*. Ed. E.H. Roberts, Chapman and Hall, London.
- ROLLIN P. (1966). La physiologie de la germination. Ed. C.D.U., Paris, 64 p.
- ROLLINS P. (1975). La germination des semences. Gauthiers, Villars, Paris : 45-47.
- ROUSSEL J. (1984). Germination des semences forestières. Utilisation de l'acide sulfurique concentré en prétraitement des principales espèces sahélienne, soudano-sahéliennes et exotiques. *Centre national de Recherches Forestière*, Dakar, 5p.
- ROUSSEL J. (1995). Pépinières et plantations forestières en Afrique tropicale sèche. *Centre national de Recherches Forestière*. p 50.
- RUPPRECHT J. K., HUI Y. H. and McLAUGHLIN J. L. (1990). Annonaceous Acetogenins: A review. *Journal of Natural Products*, 53 (2): 237-278.
- SAMBE M. A. N. (2005). Evaluation in vitro des potentialités germinatives et morphogénétiques de *Parkia biglobosa* (Jacq.) Benth. Mémoire DEA, Biologie Végétale, F.S.T., UCAD., Dakar, Sénégal, 68p.
- SÁNCHEZ-NIEVA F. (1953). In: Bueso C.E. (1980). Soursop, Tamarind and Chironja. In: *Tropical and Subtropical Fruits Composition, Properties and Uses*. Edited by S. Nagy and Shaw F. Avi Publishing Inc, Westport, Connecticut, USA: pp. 375-387.

- SANEWSKI G. M. (1991). Custard apple - Cultivation and crop Protection. *Information Series QI90031*. Queensland Department of Primary Industry. Brisbane, Australia.
- SCHELDEMAN X. (2002). Literature review. In: *Distribution and Potentiel of Cherimoya (Annona cherimola Mill.) and highland Papayas (Vasconcellea spp.) In Ecuador*. Thesis, Faculty of Agricultural and Applied Biological Sciences, University of Ghent, Belgium. : pp. 5-62.
- SCOTT D.H., Draper A.D. (1966). Germination of seeds of blueberries and strawberries as influenced by light. - *Proc. Int. Hortic. Congr. Md, 17th*, 1, Abstr. 276.
- SCOTT D.H., DRAPER A.D. (1967). Light in relation to seed germination of blueberries, strawberries, and *Rubus*. - *HortScience*, 2(3), 107-108.
- SECK M. (1996). Etude des conditions de régénération *in vitro* chez *Prosopis juliflora* (Swart) DC et chez *Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz., Mémoire DEA, Biologie végétale, FST, Université Cheikh Anta Diop, Dakar, Sénégal, 60 p.
- SILVA A. Q. and SILVA H. (1997). Nutrição e A dubação em Anonáceas. In: *Anonáceas, Produção e Mercado (Pinha, Graviola, Atemó e Cherimólia)*. Edited by A. R. São José, Souza I. V. B., Morais, O. M. and Rebouças T. N. H. Universidade Estadual do Sudoeste da Bahia, Vitória da Conquista, Bahia, Brasil: pp. 118-137.
- SINGH S. P. (1992). Fruit Crop for Wasteland. Scientific Publisher, Jodhpur, India.
- STURROCK D. (1959). Fruit for Southern florida. *South Eastern Printing Co.*, Stuart, FL, USA.
- SULEIMAN M.M., DZENDA T. and SANI C.A. (2007). Antidiarrhoeal activity of the methanol stem-bark extract of *Annona senegalensis* Pers. (Annonaceae). *Epub*, 28; 116(1):125-130
- SUN W.Q. and LEOPOLD A.C. (1995). The Maillard reaction and oxidative stress during aging of soybean seeds. *Physiol. Plant*. 94, 94–104.
- THAKUR D. R. and SINGH R. N. (1965). Studies on Pollen Morphology, Pollination and Fruit Set in Some Annonas. *Indian Journal of Horticulture*, 22 (1): 10-18.
- THOMAS T. H. (1975). Cytokinin active compounds and seed germination. In: *The physiology and biochemistry of seed dormancy and germination*. A. A. Khan, North-Holand (ed.). Publishing Company, Amsterdam.
- THOMPSON P.A. (1969). The use of chilling and chemical treatments to promote rapid germination of strawberry achenes. - *J. Hortic. Sci.*, 44(2), 201-210.
- TINDALL H. D. (1968). Fruits et légumes en Afrique occidentale. *Collection FAO : Production des plantes. n° 11.* : 257p.
- TISSAOUI T. (1975). Le métabolisme énergétique des semences au cours de la germination. In: *la germination des semences*. Gauthiers; Villars, Paris: 95-105.
- TODD-BOCKARIE A.H. and DURYEA M.L. (1993). Seed pretreatment methods to improve germination of the multipurpose West African forest species *Dialium guineense*. *For. Ecol. Manage.*, 57: 257-273.
- TOLL-JUBES T., MARTINEZ H., PADILLA E. and OSTE C.A. (1975). [Effects of mechanical scarification, substrate, seed position and gibberellic acid on germination in cherimoya.] *Revista Agronomica del Noroeste Argentino*, 12, 161-172.
- TYBIRK K. (1991). Régénération des légumineuses ligneuses du sahel. Aarhus Report. 28, Botanical Institute, Aarhus University, Danemark, 86 p.
- TORRES W. E. and SÁNCHEZ L. A. (1992). Fruticultura Colombiano, Guanábano. *Instituto Colombiano Agropecuario*. ICA, Manual de Asistencia Técnica 57, Bogotá.

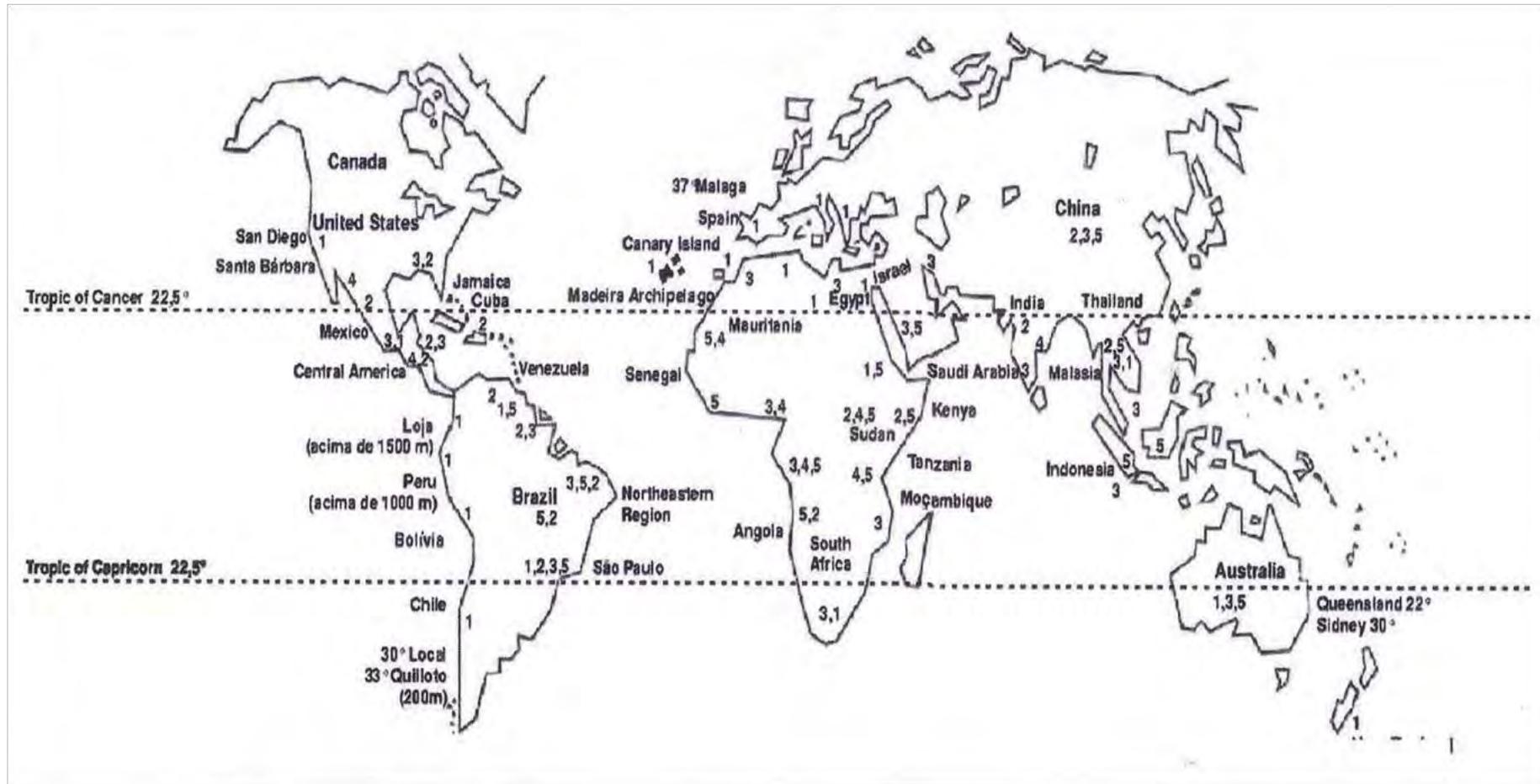
- UMME A., AUBI B. A., SALMAH Y., JUNAINAH A. H. and JAMILAH B. (1997). Characteristics of soursop natural Puree and Determination of Optimum Conditions for Pasteurization. *Food Chemistry*, 58 (1-2): 119-124.
- VILLACHICA V. (1996). Frutales y Hortalizas Promisorios de la Amazonia. (Spanish). Tratado de cooperacion Amazonica. Secretaria Pro-Tempore. Lima, Peru: 367 pp.
- VON MAYDELL H. J. (1983). Arbres et arbustes du Sahel: leurs caractéristiques et leurs utilisations. GTZ, Eschborn, 531 p.
- VON MAYDELL H. J. (1986). Trees and Shrubs of Sahel. Their characteristics and uses. *Russdorf: TZ-Verlagsgellschaft*, Germany.
- WAGNER H., REITER M. and FERSTI W. (1980). New Drugs with Cardiotonic activity. I Pharmacology of the Cardiotonic Active Principle of *Annona squamosa*. *Planta Medica*, 40 (1): 77-85.
- WILLIAM P. M., ROSSE J. D. and BRADBEER J. W. (1973). Studies in seed dormancy. The abscissic acid content of the seeds and fruits of *Corylus avellana*. *Planta*, 100: 303-310.
- WILLIAMSON J. (1974). The Useful Plants of Malawi. *Montford Press*. Limbe, Malawi.
- WILLAN R.L. (1985). A guide to forest seed handling. FAO Forestry paper 20/2, Rome, 379 p.
- WILLAN R.L. (1992). Guide de manipulation des semences forestières dans le cas particulier des régions tropicales, Etude FAO Forêts 20/2, Rome, 444 p.
- WILSON D.O. and McDONALD, M.B. (1986). The lipid peroxidation model of seed aging. *Seed Sci. Technol.* 14, 269–300.
- WU Y. C., HUNG Y. C., CHANG F. R., COSENTINO M., WANG H. K. and LEE K. H. (1996). Identification of Ent-16, 17-Dihydroxykauran-19-oic Acid as an Anti-HIV Principle and Isolation of the New Diterpenoids Annosquamosins A and B from *Annona squamosa*. *Journal of Natural Products*, 59 (6) : 635-637.
- YU JING-GUANG, GUI HU A-QING, LUO XIU-ZHEN and SUN L. (1998). Murihexol, A linear Acetogenin from *Annona muricata*. *Phytochemistry*, 49 (6): 1689-1692.
- ZAYAS J. C. (1966). Las Frutas Anonaceas. Ediciones *Fruticuba* : pp. 5-17.



ANNEXES

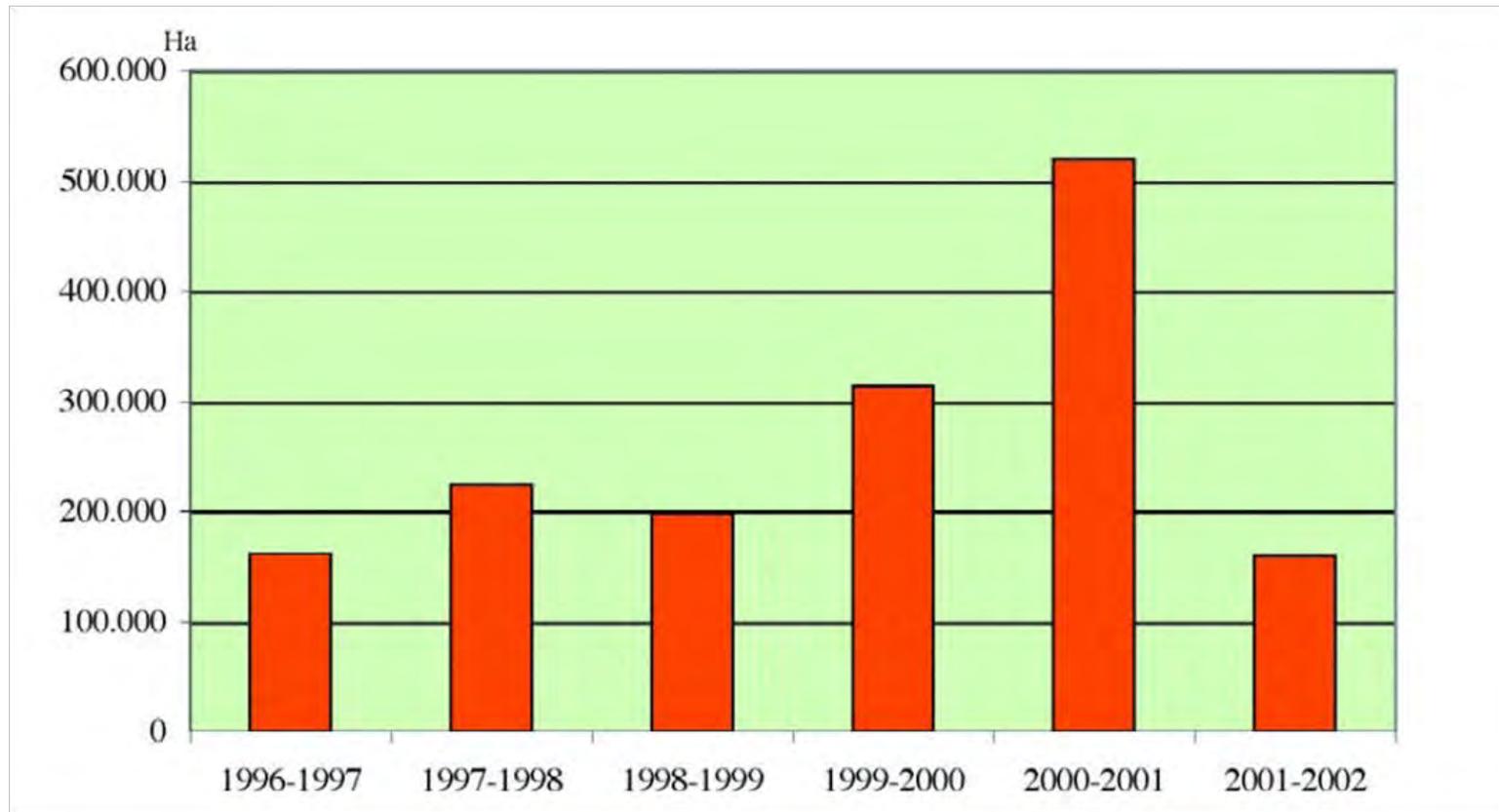
Annexe I. Répartition géographique de 5 espèces d'Annonacées.

1. *Annona cherimola*; 2. *Annona muricata*; 3. *Annona reticulata*; 4. *Annona senegalensis*; 5. *Annona squamosa*



Source : Pinto *et al* (2005)

Annexe II. Surfaces (ha) détruites par les feux de brousse saisonniers chaque année au Sénégal de 1996 à 2002.



Source: CSE (2005)

Annexes III. Deux types de dispositions des Arbres dans une plantation d'Annonacée.

A . Disposition carré

B. Disposition triangulaire

