Master 2° Année Génie Ecologique
Université de Poitiers
U.F.R. Sciences Fondamentales et Appliquées
40 avenue du Recteur Pineau
F-86022 Poitiers Cedex

Rythme d'activité journalier des Crabiers blancs (*Ardeola idae*) et détectabilité des nids sur les colonies de reproduction à Mayotte: quelles préconisations pour un suivi à long terme ?

Almodis Vadier - stage 2020-2021

Photos ©GillesADT

Sous la direction de : Paul Mathieu (GEPOMAY) et Thibaut Couturier (CEFE)

Au : GEPOMAY (Groupe d'Etudes et de Protection de Oiseaux de MAYotte)

Du : 01/02/2021 au 30/07/2021

Citation : Vadier A., 2021 : Rythme d'activité journalier des Crabiers blancs (*Ardeola Idae*) et détectabilité des nids sur les colonies de reproduction à Mayotte: quelles préconisations pour un suivi à long terme ?. 36p

Remerciements :

Mes remerciements s'adressent à mes maîtres de stage : Paul Mathieu pour son soutien, ses conseils précieux et pour le temps qu'il m'a consacré durant ces 6 mois, ainsi que Thibaut Couturier pour ses compétences, sa rigueur et sa disponibilité malgré la distance.

Par ailleurs, je souhaite remercier Célia Guigliarelli, Merlene Saulnier et James Russel pour m'avoir aidée à prendre en main des logiciels parfois compliqués à manipuler, mais aussi Jérôme Mathey de la société Drone-Go pour son aide sur ce projet.

Merci à Gabrielle Dicque et à Mariane Harmand pour leurs relectures attentives.

Merci encore à tous les membres de l'équipe du GEPOMAY qui m'ont donné de leur temps pour ce mémoire lors de discussions et pour leur accueil chaleureux au seins des locaux.

Enfin, un merci spécial à ma famille et mes amis pour leur soutien émotionnel ainsi qu'à toutes les personnes qui m'ont permis de passer 6 mois merveilleux à Mayotte.

Liste des Abréviations :

GEPOMAY : Groupe d'Etudes et de Protection des Oiseaux de MAYotte

LIFE : L'Instrument Financier Européen

STOC-EPS : Suivi Temporel des Oiseaux Communs – Echantillonnage Ponctuel Simple

OOCM : Observatoire des Oiseaux Côtiers de Mayotte

PNA : Plan National d'Action

DOM : Département d'Outre-Mer

LPO : Ligue pour la Protection des Oiseaux

CEFE : Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive

UICN : Union internationale pour la Conservation de la Nature

TAAF : Terres Australes et Antarctiques Françaises

CRBPO : Centre de Recherches sur la Biologie des Populations d'Oiseaux

PNMM : Parc Naturel Marin de Mayotte

GAM : Generalized Additive Models

CMR : Capture-Marquage-Recapture

ACM : Analyse des Composantes Multiples

GLM : Generalized Linear Models

AIC : Critère d'Information d'Akaike

Liste des tableaux

TABLEAU 1: TABLEAU DES SURVOLS DRONE REALISES POUR LE SUIVI ANNUEL CLASSIQUE 13
TABLEAU 2 : TABLEAU DES 2 INDICES PERMETTANT LE CALCUL DE L'INDICATEUR CRABIER BLANC (REF ESNAULT Q, 2020) 13
TABLEAU 3 : TABLEAU DE LA GRILLE DE LECTURE DE L'INDICATEUR 14
TABLEAU 4 : SURVOLS REALISES POUR LE SUIVI EXPERIMENTAL 15
TABLEAU 5 : EXTRAIT DU TABLEAU CMR POUR LA COLONIE DE CHICONI 17
TABLEAU 6 : RESULTATS DE COMPTAGE NIDS ET JUVENILES POUR LA SAISON 2020/2021 19
TABLEAU 7 : DONNEES CMR POUR LES 2 COLONIES 22
TABLEAU 8 : PROBABILITE DE "CAPTURE" D'UN NID AU COURS D'UNE JOURNEE, INTERVALLES DE CONFIANCE ET ERREURS STANDARDS 23
TABLEAU 9 : PARAMETRES DERIVES DES 2 COLONIES 24
TABLEAU 10 : DIFFERENCES D'ESTIMATIONS DE TAILLE DE POPULATION ENTRE LES SESSIONS DE CAPTURE (MAXIMALES ET MINIMALES) ET LES ESTIMATIONS CMR POUR IRONI-BE ET CHICONI 24

Liste des figures :

FIGURE 1 : LOGOS DES STRUCTURES ET FINANCEMENT 2
FIGURE 2: CARTE DES MANGROVES DE MAYOTTE EN 2003 (DAF, 2006) 4
FIGURE 3 : CRABIER BLANC EN PERIODE DE REPRODUCTION 5
FIGURE 4 : CRABIER BLANC EN PELAGE INTERNUPTIAL 5
FIGURE 5 : CARTE DE L'AIRE DE REPARTITION DU CRABIER BLANC, EN ROUGE : LES SITES DE REPRODUCTION (DU NORD AU SUD : ALDABRA, MAYOTTE, MADAGASCAR ET EUROPA) EN BLEU : L'AIRE D'HIVERNAGE (BIRDLIFE INTERNATIONAL, 2019) 6
FIGURE 6 : CARTE DES HERONNIERES (HERONRY) ACTIVES EN 2020-2021 (VERT) OU NON (ROUGE) PRESENTES SUR LES MANGROVES MAHORAISES 9
FIGURE 7 : PHOTO DU DRONE DJI MAJIC 2 PRO 10
FIGURE 8 : PHOTO AERIENNE DE LA MANGROVE D'IRONI-BE EN NOVEMBRE 2020 11
FIGURE 9 :PHOTO AERIENNE DE LA MANGROVE DE CHICONI EN NOVEMBRE 2020 11
FIGURE 10 : PHOTO DU COMPTAGE DE LA COLONIE D'IRONI-BE SOUS QGIS 12
FIGURE 11 : GRAPHIQUE DE L'EVOLUTION DU NOMBRE DE NIDS ET DE JUVENILES A MAYOTTE DEPUIS 2015 .. 19
FIGURE 12 : VARIATIONS JOURNALIERES DU NOMBRE DE JUVENILES (A), NIDS (B), ET ADULTES (C), CRABIERS BLANCS AU COURS D'UNE SAISON DE REPRODUCTION 20
FIGURE 13 : COURBES DE MODELISATION DE L'ABONDANCE DE JUVENILES (A) ET NIDS (B) AU COURS D'UNE JOURNEE 21
FIGURE 14 : EVOLUTION DU NOMBRE D'INDIVIDU CAPTURES NON MARQUES EN FONCTION DES SESSIONS CAPTURE 23
FIGURE 15 : RESULTATS CLOSETEST POUR LA COLONIE D'IRONI-BE 23
FIGURE 16: RESULTATS CLOSETEST POUR LA COLONIE DE CHICONI 23
FIGURE 17: SIMULATIONS DU COEFFICIENT DE VARIATION EN FONCTION DES PASSAGES DE CAPTURE POUR LES COLONIES DE 10 (A), 50 (B), 100 (C), ET 150 (D), INDIVIDUS 25
FIGURE 18 : REPARTITION DES CAUSES DE NON-DETECTION DES NIDS LORS DE LA CMR 26
FIGURE 19 : ACM DES CAUSES DE NON-DETECTIONS D'UN NIDS, DE L'HEURE ET DE LA COLONIES 26

Table des matières

1. **Présentation des structures et financements** 1
1.1. Le GEPOMAY 1
1.2. Le Life BIODIV'OM 2
1.3. Le CEFE 2
2. **Introduction** 3
2.1. Contexte 3
2.2. Le Crabier blanc 5
2.3. Problématique et objectifs du stage 8
3. **Matériel et Méthodes** 9
3.1. Collecte des données 9
3.1.1. Suivi ULM 9
3.1.2. Suivi drone 10
3.1.3. Photo-montage 10
3.1.4. Photo-comptage 11
3.2. Suivi annuel et indicateur crabier 13
3.3. Etude pilote expérimentale 14
3.3.1. Objectifs 14
3.3.2. Analyse GAM 15
3.3.3. Analyse CMR 16
3.3.4. Analyse ACM 18
4. **Résultats** 19
4.1. Comptage annuel classique 19
4.1.1. Suivi des colonies 19
4.1.2. Calcul de l'indicateur Crabier blanc 20
4.2. Suivi Expérimental 20
4.2.1. Etude des rythmes intra-journaliers et modélisation 20
4.2.2. Analyse des probabilités de détection : CMR 22
4.2.3. Analyse des Composantes Multiples : causes, heures et colonies 26
5. **Discussion** 27
5.1. Saison de reproduction 2020-2021 27
5.2. Suivi Expérimental 28
5.2.1. Horaires et détection 28
5.2.2. Lumière sur les indéterminés 29
5.3. Préconisations de suivi et conclusion 30
6. **Bibliographie** 32

1. Présentation des structures et financement

1.1. Le GEPOMAY

Le GEPOMAY est le **G**roupe d'**É**tudes et de **P**rotection des **O**iseaux de **May**otte, ses bureaux se trouvent à Miréréni, dans la commune de Tsingoni située à Mayotte. Son bureau est composé de Bacar Ousseni Mdallah (président), Floriane Ben Hassen (trésorière), Christophe Agnes (secrétaire) et François Jeanne (vice-secrétaire).

Cette association de loi 1901 a été créée en 2010 et compte aujourd'hui 6 salarié·e·s ainsi qu'une centaine d'adhérent·e·s. Emilien DAUTREY est le directeur de l'association, Mariane HARMAND est Chargée de vie associative et de communication. Gabrielle DICQUE est Chargée de mission et Paul MATHIEU est Chargé d'études, ils travaillent tous les deux principalement sur le Life BIODIV'OM. Thomas FERRARI est Chargé d'études naturalistes, il s'occupe de l'Observatoire des Oiseaux Côtiers de Mayotte (OOCM), du suivi des espèces nicheuses rares et menacées et gère l'animation via l'encadrement de Samion MOURANA, l'animateur en alternance. Enfin, Anisse AHAMADA est le technicien naturaliste, il s'occupe du terrain pour le Life BIODIV'OM et le Suivi Temporel des Oiseaux Communs – Echantillonnage Ponctuel Simple (STOC-EPS).

Les activités du GEPOMAY couvrent 3 axes principaux : i) l'étude des oiseaux de Mayotte, ii) leur protection ainsi que celle de leurs habitats et iii) la sensibilisation du grand public. Dans ce contexte, le GEPOMAY coordonne plusieurs projets tels que l'OOCM, qui s'inscrit dans le cadre du recensement des oiseaux d'eau par Wetlands International, ou le suivi des espèces nicheuses rares et menacées de Mayotte telles que le faucon Pèlerin (*Falco peregrinus*) et le Héron de Humblot (*Ardea humblot*).

De plus, l'association développe depuis 2020 le STOC-EPS pour une meilleure étude des tendances des effectifs des populations aviaires sur le territoire.

Enfin, le GEPOMAY est l'animateur du Plan National d'Action (PNA) en faveur du Crabier blanc (*Ardeola idae*) depuis 2019. Il est soutenu financièrement par le programme européen Life BIODIV'OM de 2018 à 2023.

1.2. Le Life BIODIV'OM

La France d'outre-mer est composée de 12 territoires situés hors Europe. Ils accueillent à eux seuls 10% de la biodiversité mondiale. Bien qu'extrêmement riche, la biodiversité présente dans les DOM est impactée par de nombreuses menaces telles que l'urbanisation, la surexploitation des ressources naturelles ou le changement climatique. Ainsi on recense sur ces territoires 60 fois plus d'extinctions d'espèces qu'en métropole, ce qui fait de la France, le 8 ème pays au monde hébergeant le plus grand nombre d'espèces menacées. (lifebiodivom.fr)

Depuis 1992, l'UE a mis en place un instrument financier : le programme LIFE (L'Instrument Financier Européen) afin de soutenir les projets dans les domaines de l'environnement et du climat. Après avoir coordonné un premier programme LIFE sur trois territoires d'outre-mer (Guyane, Martinique et Réunion), la LPO a démarré en 2018 le Life BIODIV'OM sur cinq territoires d'outre-mer, afin de protéger la biodiversité, dont cinq espèces mondialement menacées :

l'Échenilleur de La Réunion, le Moqueur gorge blanche en Martinique, le Mérou de Nassau à Saint-Martin, le Mérou géant en Guyane et à Saint-Martin ainsi que le **Crabier blanc à Mayotte**.

1.3. Le CEFE

Depuis le 16 mars 2020, le GEPOMAY en partenariat avec le PNMM (Parc Naturel Marin de Mayotte) bénéficie d'un accompagnement par le CEFE (Centre d'Ecologie Fonctionnelle et Evolutive). Thibaut Couturier, ingénieur au CEFE contribue à l'amélioration des indicateurs sternes et Crabier blanc. Il co-encadre le stage à distance depuis Montpellier et apporte son aide sur les aspects méthodologiques et statistiques.

C'est donc grâce au GEPOMAY en collaboration avec le CEFE, et financé par le Life BIODIV'OM que ce stage a pu voir le jour.

Figure 1 : Logos des structures et financement

2. Introduction

Déclin des zones humides et de la biodiversité associée

Les zones humides sont parmi les milieux les plus productifs du monde. Elles accueillent une grande diversité d'espèces floristiques comme faunistiques, rendent de nombreux services écosystémiques et sont indispensables pour le bien-être humain (Giosa E, 2018). Malheureusement, encore aujourd'hui, les phénomènes de destruction et de dégradation de ces zones perdurent en dépit de la prise de conscience concernant la valeur de ces milieux. On estime que 64% des zones humides de la planète ont disparu depuis 1900 (Convention Ramsar 2015), entraînant dans leurs chutes les espèces qui leur sont associées. Le Crabier blanc, espèce patrimoniale de l'île de Mayotte, illustre parfaitement ce phénomène. Ce héron inféodé aux zones humides est mondialement en déclin du fait de la destruction de son habitat.

2.1. Contexte

Le département de Mayotte situé dans le canal du Mozambique, est un véritable hotspot de biodiversité. On y retrouve plus de 150 espèces d'oiseaux marins comme terrestres dont 36 espèces nicheuses et 3 endémiques (GEPOMAY, 2019).

L'île représente 374 km² de terres émergées et constitue surtout 1615 hectares (16,15km²) de zones humides de types : prairie humide, lagune, vasière. De plus, grâce à la circulation des eaux et des sédiments au sein du lagon mahorais, l'île a pu voir apparaître sur ses côtes un grand nombre de mangroves (623 hectares en 2019 contre 735 en 2003) (figure 1) (IUCN, 2016).

Les mangroves et arrière-mangroves figurent parmi les milieux les plus riches en espèces d'oiseaux de l'île, avec 43 espèces régulièrement observées (Rocamora, 2004). L'île de Mayotte ainsi que ses mangroves, font cependant face à de nombreuses et diverses pressions anthropiques : pollutions diffuses (agriculture et défaut d'assainissement des eaux), déchets ménagers non biodégradables venant des terres ou amenés par la marée, urbanisation du littoral, augmentation des surfaces agricoles, etc (IUCN, 2017).

De ce fait, 12 espèces d'oiseaux sont menacées à Mayotte dont sept classées espèces vulnérables : Drome ardéole (*Dromas ardeola*), Drongo de Mayotte (*Dicrurus waldenii*),

Faucon pèlerin (*Falco peregrinus*), Grèbe castagneux (*Tachybaptus ruficollis*), Phaéton à bec jaune (Phaethon lepturus), Pigeon des Comores (*Columba pollenii*), Talève d'Allen (*Porphyrio alleni*) ; quatre espèces en danger d'extinction : Martinet malgache (*Apus balstoni*), Grande aigrette (*Ardea alba*) et Héron de Humblot (*Ardea humbloti*) et une espèce en danger critique d'extinction : **le Crabier blanc** (*Ardeola idae*) (Clément et al. 2008).

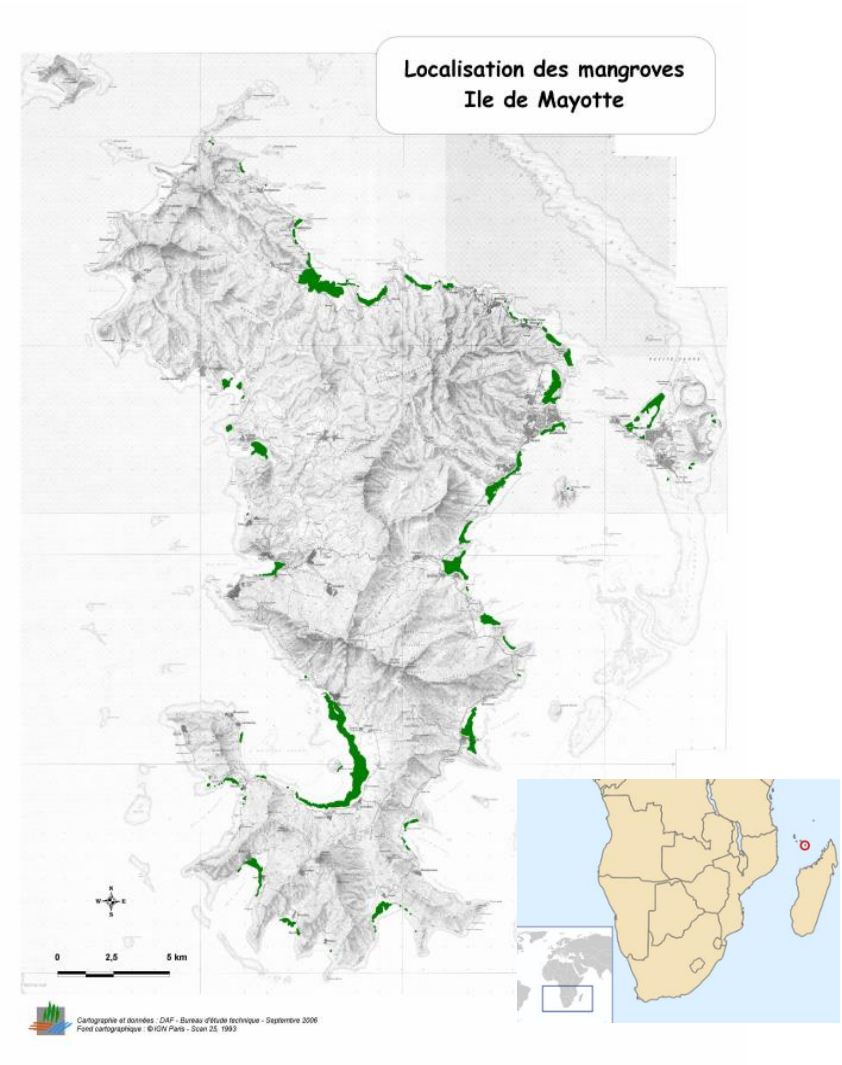


Figure 2: Carte des mangroves de Mayotte en 2003 (DAF, 2006)

Face à ce constat, le territoire s'engage à la protection de l'espèce d'oiseau la plus en danger sur le territoire avec la mise en place d'un Plan National d'Action soutenu financièrement par le Life BIODIV'OM. Considéré comme espèce parapluie, la protection du Crabier blanc devrait permettre d'assurer la protection d'autres espèces profitant des zones humides de l'île.

2.2. Le Crabier blanc

Le Crabier blanc fait partie des ardéidés, grande famille d'oiseaux comprenant 67 espèces de hérons, aigrettes, butors, crabiers, bihoreaux, savacou, onorés et blongios. Ce sont des oiseaux semi-aquatiques, ils se nourrissent de poissons et d'invertébrés (Mansouri et al. 2012).

En raison de leur position au sommet de la chaîne alimentaire, les ardeidés sont particulièrement vulnérables à l'intoxication par les métaux lourds, et représentent donc un bon indicateur de l'état des milieux (jan korbeki et al, 2019). Cosmopolites, ils vivent notamment dans les zones humides du globe, comme le Crabier blanc à Mayotte.

Le Crabier blanc (*Ardeola idae*) est un petit héron classé mondialement « EN » en danger d'extinction par l'Union Internationale pour la Conservation de la Nature (UICN). En période de reproduction, de septembre à mars, les adultes sont entièrement blancs et leur bec est bleu vif se terminant par une pointe noire (figure 2). En dehors de cette saison, les adultes et les juvéniles revêtent un plumage strié de brun et de blanc. Leurs ailes, restées blanches, contrastent fortement avec ce pelage inter-nuptial (figure 3). Leurs cris rauques les différencient des autres espèces de hérons présentes à Mayotte.

Figure 3 : Crabier blanc en période de reproduction

Figure 4 : Crabier blanc en pelage inter-nuptial

Peu répandu, le Crabier blanc niche uniquement sur quatre îles dans le monde : à Madagascar, à Mayotte à Aldabra aux Seychelles, et à Europa dans les TAAF (Terres Australes et Antarctiques Françaises). Sur le territoire mahorais, la reproduction a lieu exclusivement dans les mangroves littorales à substrat sablo-vaseux. Les couples s'installent à la cime de diverses

espèces de palétuviers (notamment *Sonneratia alba et Rhizophora mucronata*) (CRBPO, 2020), atteignant 5 à 10 mètres de hauteur, en formant des colonies mixtes avec les hérons garde bœufs (*Bubulcus ibis*) (Jeanne et al, 2018). Les héronnières peuvent atteindre jusqu'à 1000 individus. Le nid, composé de brindilles, est construit à la cime des arbres. Deux à quatre œufs pourront y être pondus, puis couvés par les deux parents pendant environs 20 jours (Jeanne et al, 2018).

Le crabier blanc se nourrit principalement dans les zones humides, de petits poissons et d'invertébrés (Mansouri et al. 2012). En raison du manque de nourriture disponible durant l'hiver austral, ou « saison sèche », une partie de la population migre vers le continent africain. (Figure 5). Certains individus, principalement des jeunes, restent tout de même à Mayotte ou à Madagascar (Jeanne et al, 2018)

Figure 5 : Carte de l'aire de répartition du Crabier blanc, en rouge les sites de reproduction (du nord au sud : Aldabra, Mayotte, Madagascar et Europa) en bleu l'aire d'hivernage (Birdlife International, 2019)

En 2003, le premier recensement mondial de Crabiers blancs faisait état d'une population totale comprise entre 2 000 et 6 000 individus (Ndang'ang'a & Sande, 2008 in Pusineri et al., 2012). En 2018, les recensements font état d'une population nicheuse en déclin, estimée à 1 600 individus dont au moins 242 à Mayotte soit près de 22% de la population mondiale (Rabarisoa et al, 2018). Enfin, selon les effectifs relevés lors de la saison de reproduction 2019-2020, près de 40 % de la population mondiale se trouve à Mayotte avec

au moins 279 nids identifiés (Esnault & Dicque, 2020). C'est à Madagascar qu'on observe le plus gros déclin du crabier, où la taille des colonies est passée de plusieurs centaines d'individus à seulement quelques dizaines du fait de l'exploitation des zones humides (Birdlife International, 2020).

À Mayotte, les menaces qui pèsent sur le Crabier blanc sont multiples : dégradation des habitats, conversion des zones humides en zones agricoles, braconnage des œufs et impacts des espèces envahissantes (potentiellement le rat noir, *Rattus rattus*) (Jeanne et al, 2018).

Dans ce contexte, et au regard de la stratégie générale de conservation, six actions principales sont mises en œuvre par le GEPOMAY dans le cadre du PNA Crabier blanc (Annexe1).

Parmi elles, l'une consiste en un suivi annuel par drone des mangroves accueillant les colonies de crabier, et vise à compter le nombre de couples de crabier et juvéniles présents à Mayotte lors de chaque saison de reproduction. Les données récoltées sur les sites de reproduction permettent d'obtenir chaque année des données sur le nombre de couples et de jeunes crabiers présents sur ces sites. Sur le long terme, ces suivis permettront d'estimer les tendances des effectifs de la population de Crabiers blancs à Mayotte, notamment à l'aide d'un « indicateur Crabier blanc » élaboré par le PNMM. Ils seront également utilisés pour évaluer les effets des différentes actions du Life BIODIV'OM sur les populations de Crabier blanc à Mayotte. Parmi les objectifs du Life BIODIV'OM pour 2023, l'envol d'au moins 150 juvéniles qu'une hausse de la fréquentation des sites d'alimentations sont attendus.

2.3. Problématique et objectifs du stage

Il est important de rappeler que le Crabier blanc est une espèce encore peu connue. Les connaissances sur cette espèce évoluent chaque année, le protocole de suivi est ainsi amené à être constamment modifié et amélioré.

Aussi, l'estimation des populations d'oiseaux telles que la famille des ardéidés peut sembler simple, notamment pour les espèces nichant en colonies, mais cette opération s'avère être extrêmement complexe, et encline à de nombreux biais.

Pour les recenser, plusieurs méthodes de suivi et comptage ont été testées : le comptage direct, la méthode de Shuterland (1996) (ex : Roshnath et al. 2017) et depuis peu, le suivi par drone. Ce dernier est principalement utilisé pour les milieux naturels difficilement accessibles à pied, tels que les mangroves.

Ainsi depuis 2015, la population nicheuse de Crabier blanc est estimée tous les ans par photo-comptage sur la base des clichés réalisés par drone tout au long de la période de reproduction (septembre à février). Cependant, ce suivi annuel (ou suivi classique) comporte quelques limites, compliquant la comparaison des données entre elles chaque année. On suspecte par exemple que la proportion de crabiers présents dans la colonie fluctue au sein d'une journée et que la détection des nids varie selon plusieurs facteurs techniques liés notamment à la méthode de photo-comptage employée.

Dans ce cadre, une étude pilote expérimentale réalisée en parallèle du suivi classique, devra permettre de déterminer l'influence de certains facteurs sur les résultats de ce dernier. Le but de cette démarche est de standardiser le protocole de suivi classique et ainsi d'améliorer la précision de l'indicateur.

Dans ce contexte, les objectifs de mon stage sont :

1/ Réaliser une étude expérimentale sur les rythmes d'activité journaliers des Crabiers blancs présents sur les colonies et sur la détectabilité de leur nid

2/ Etablir des préconisations pour les prochains suivis à l'aide des résultats obtenus

3/ Réaliser le suivi annuel classique du Crabier blanc pour la saison de reproduction 2020/2021

3. Matériel et Méthodes

3.1. Collecte des données

3.1.1. Suivi ULM

Dans le cadre du programme Life BIODIV'OM, toutes les colonies de Crabiers blancs détectées sur l'île de Mayotte sont suivies chaque année par le GEPOMAY lors de la période de reproduction. Une fois par mois, d'août à novembre, des vols ULM sont réalisés à l'aide du prestataire *Les ULM de Mayotte*. Ces vols permettent de vérifier l'installation des colonies dans les mangroves habituelles, ainsi que de détecter si de nouvelles colonies sont apparues au cours de la saison (Figure 6). C'est suite à cette vérification que les survols de colonies en drone peuvent commencer.

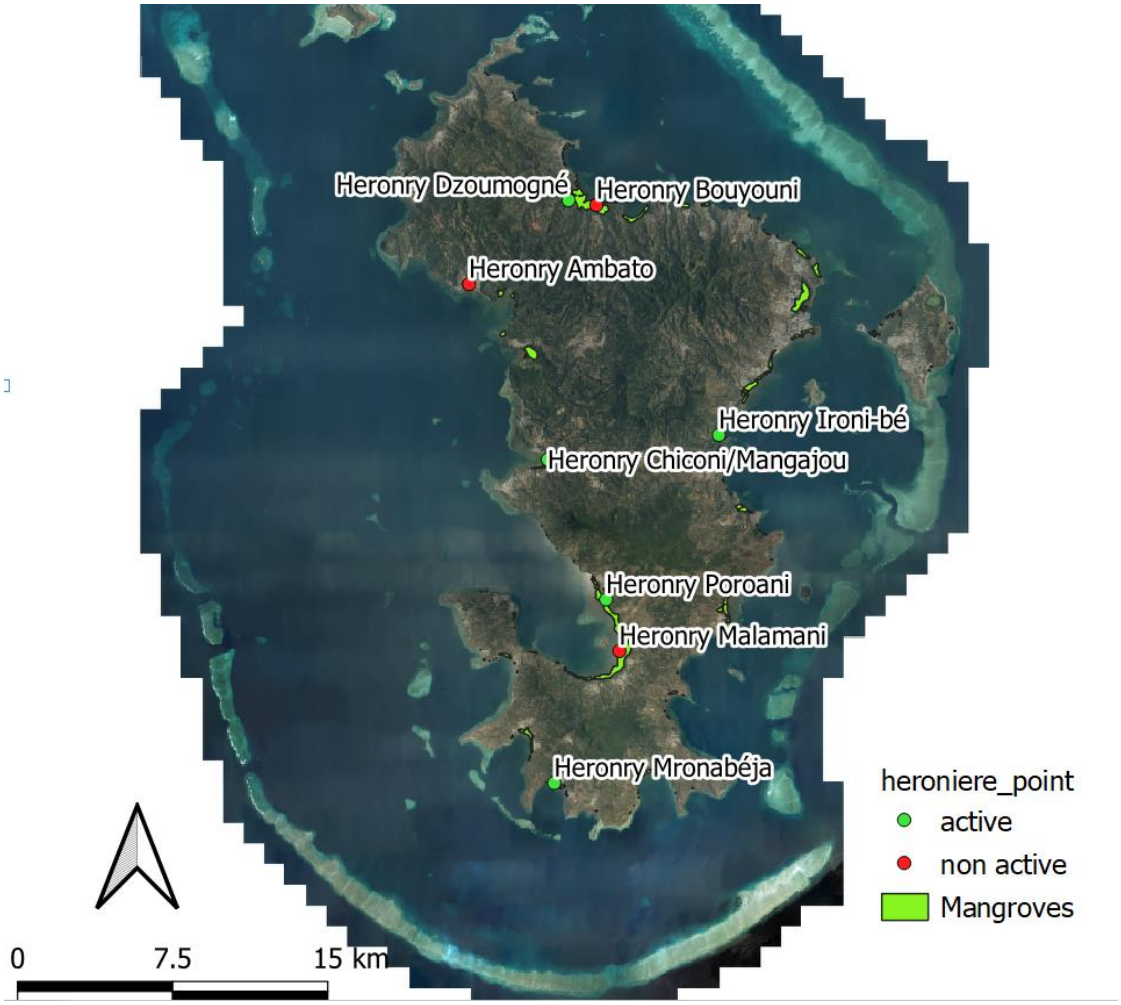


Figure 6 : Carte des héronnières (Heronry) actives en 2020-2021 (vert) ou non (rouge) présentes sur les mangroves mahoraises

3.1.2. Suivi drone

Pour réaliser les suivis des colonies de crabiers, depuis six ans le GEPOMAY fait appel à un prestataire de la société Drone-Go. Depuis 2019, le drone utilisé est un DJI Mavic 2 Pro avec un capteur L1D-20c de 20MP.

Figure 7 : Photo du drone DJI Majic 2 Pro

Les survols des colonies sont réalisés à environ 10 mètres au-dessus de la canopée (donc entre 15 et 20m au-dessus du sol en fonction de la hauteur de celle-ci) à une vitesse de 3 à 4 m/s et en respectant un schéma de vol en forme de « S ». En fonction de la taille et du stade d'avancement de la colonie, les vols durent généralement de 15 à 20 minutes et permettent d'obtenir d'une dizaine à une centaine de clichés. Un travail de tri des doublons, c'est-à-dire des photos qui sont presque totalement similaires, est réalisé avant de passer au photo-montage.

3.1.3. Photo-montage

Le photo-montage consiste en l'assemblage de l'ensemble des photographies sélectionnées dans le but de créer une vue d'ensemble ou panorama de la colonie à la manière d'un puzzle. L'objectif est d'obtenir une photographie générale de la colonie avec une résolution suffisante pour différencier les Crabiers blancs des Hérons garde-bœufs.

Pour ce faire, deux logiciels sont utilisés. Le premier, Autopano (logiciel de photogrammétrie) va permettre de réaliser un assemblage de photos automatisé. Il est capable de trouver des correspondances dans les pixels ou objet présents sur différentes photos, créant ainsi automatiquement des panoramas de colonies. Le logiciel peut être utilisé pour les colonies installées sur des mangroves à canopée dense et homogène (Ironi-Bé et Dzoumogné) (Figure 8).

Figure 9 :Photo aérienne de la mangrove de Chiconi en novembre 2020

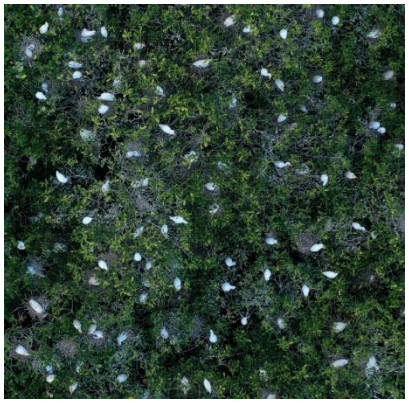


Figure 8 : Photo aérienne de la mangrove d'Ironi-Bé en novembre 2020

Dans le cas où Autopano ne trouve pas de points de coïncidences sur les photos (généralement à cause de différences entre les hauteurs et les angles des photos), le montage est effectué manuellement, sous le logiciel GIMP (mangrove de Chiconi, Poroani, Mronabeja) (Figure 7). Dans ce cas, le montage est assez chronophage, notamment pour les grosses colonies comme Chiconi puisqu'il faut sélectionner et compiler manuellement les photos. Plus de détails sur cette procédure sont fournies en annexe (2).

3.1.4. Photo-comptage

Après création des panoramas pour les différentes colonies, le comptage débute. Celui-ci est réalisé à l'aide du logiciel QGIS. Pour chaque survol de colonie (donc panorama), seront pointés : les Crabiers blancs, leur nid mais aussi les individus impossibles à identifier (individu caché, bec non visible…). De ce fait, 3 couches vecteurs sont créées sous QGIS :

- Nids
- Individus
- Non Identifiés (on ne sait pas s'il s'agit d'un crabier ou d'un garde-bœufs)

Un nid est pointé comme nid Crabier blanc (CB), uniquement lorsqu'un individu adulte ou juvénile est posé dessus. Aussi, des renseignements propres aux couches « Nids » et « Individus » sont intégrés dans leur table attributaire. La table attributaire de la couche « Individus » comprend une colonne « Stade » spécifiant si l'individu pointé est un Adulte (A) ou un Juvénile (J). Dans la table attributaire de la couche « Nids », 4 colonnes sont créées : une colonne « Nid Vide » avec comme réponse « OUI » ou « NON », puis 3 colonnes donnant des renseignements sur la composition du nid, à savoir : « Nbr Jeune », « Nbr Adulte » et « Nbr Œufs ».

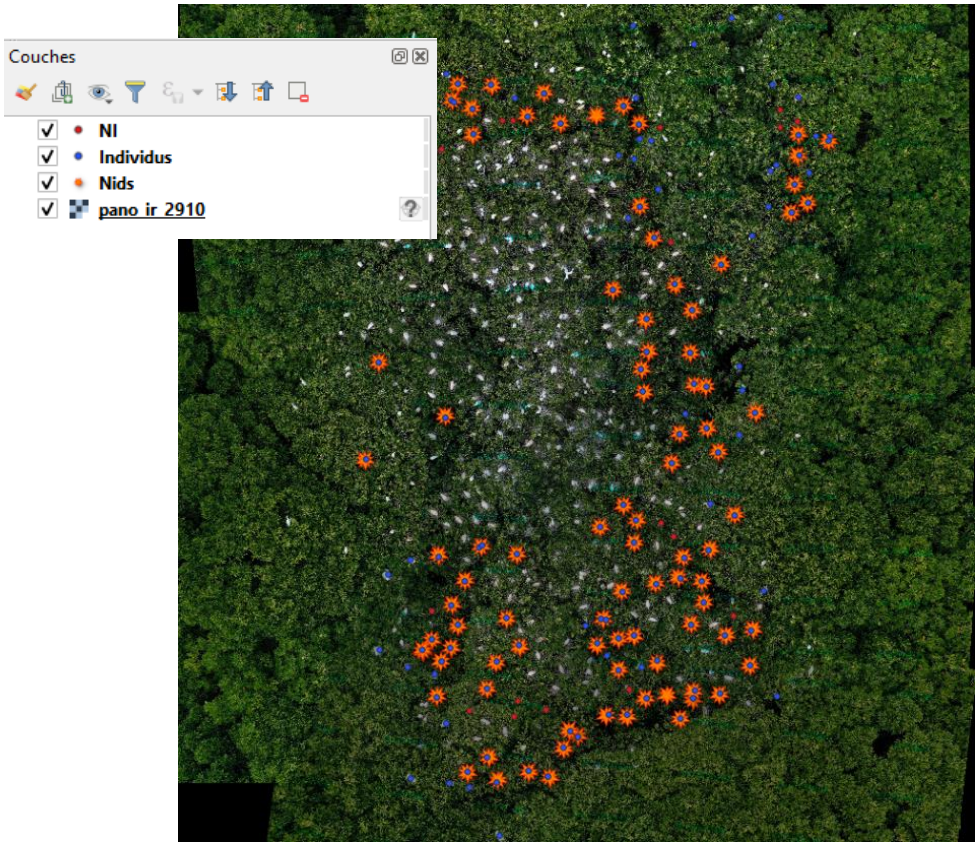


Figure 10 : Photo du comptage de la colonie d'Ironi-Bé sous QGIS

Cette méthode de pointage allant de la création du panorama sous GIMP, jusqu'au photo comptage sous QGIS, est utilisée pour la réalisation du suivi annuel « classique » ainsi que pour l'étude pilote expérimentale.

3.2. Suivi annuel et indicateur crabier

Dans le cadre du partenariat entre le PNMM et le GEPOMAY, un suivi annuel des oiseaux marins ainsi que du Crabier blanc est réalisé par ces deux acteurs.

Cette année encore, dans la continuité des années précédentes, un suivi des colonies de crabier est réalisé. Afin d'obtenir une estimation proche du nombre de nids (donc de couples), de juvéniles et de colonies pour la saison 2020/2021, la méthode de suivi vue précédemment est utilisée (cf : 3.1.).

Mois	Colonie	Passage
Septembre	Chiconi	18/09/2020
	Ironi-Bé	18/09/2020
	Dzoumogné	16/09/2020
	Malamani	18/09/2020
Octobre	Chiconi	18/10/2020
		29/10/2020
	Ironi-Bé	15/10/2020
		29/10/2020
	Dzoumogné	18/10/2020
		29/10/2020
	Malamani	18/10/2020
		29/10/2020
Novembre	Chiconi	15/11/2020
		27/11/2020
	Ironi-Bé	15/11/2020
		27/11/2020
	Dzoumogné	15/11/2020
		25/11/2020
	Malamani	15/11/2020
		NA
Décembre	Chiconi	04/12/2020
		15/12/2020
	Ironi-Bé	15/12/2020
		NA
	Dzoumogné	15/12/2020
		NA
	Poroani	15/12/2020
		NA
	Mronabeja	15/12/2020
		NA
Janvier	Chiconi	16/01/2021
	Ironi-Bé	15/01/2021
	Dzoumogné	16/01/2021
	Poroani	16/01/2021
	Mronabeja	16/01/2021
Février	Chiconi	15/02/2021
	Ironi-Bé	15/02/2021
	Dzoumogné	15/02/2021
	Poroani	15/02/2021
	Mronabeja	15/02/2021

Tableau 1: Tableau des survols drone réalisés pour le suivi annuel classique

Pour déterminer précisément le pic de reproduction, les survols des colonies sont réalisés tous les 15 jours d'octobre à décembre 2020. En septembre 2020, janvier et février 2021 (figure 11), ils n'ont lieu qu'une fois par mois.

Cette année, en raison de contraintes de prestation, le suivi bimensuel du mois de décembre (NA) n'a pu être effectué.

La colonie de Malamani s'est dissoute en pleine saison de reproduction (Novembre 2020) et les colonies de Mronabeja ainsi que Poroani ont été découvertes plus tardivement (Décembre 2020).

Afin d'évaluer l'état de santé de la population de Crabiers blancs de Mayotte, un indicateur a été créé spécialement pour l'espèce, prenant compte de deux indices (Tableau2).

	Indice 1	Indice 2
Indices	Nombre de juvéniles produits	Nombre de couples
Seuils	Comparaison de la tendance des valeurs de l'année n à celles de l'année n-1	Comparaison de la tendance des valeurs de l'année n à celles de l'année n-1

Tableau 2 : Tableau des 2 indices permettant le calcul de l'indicateur Crabier blanc (ref Esnault Q, 2020)

Celui-ci, mis à jour l'année dernière, nécessite désormais de comparer le nombre de couples et juvéniles obtenus pour chaque colonie par rapport à l'année n-1 (tableau 1). Cette comparaison accordera alors une note de 1 à 3 aux différents indices (Annexe 3) qui additionné, permettra de déterminer la tendance de la population, allant de très mauvais (0) à très bon (6) (Tableau 3)

Catégories	Très mauvais	Mauvais	Moyen	Bon	Très bon
Crabier blanc	0	1-2	3	4-5	6

Tableau 3 : Tableau de la grille de lecture de l'indicateur

Le suivi « classique », en opposition avec le suivi « expérimental » (Cf 3.3) rend alors seulement compte de l'état d'avancement du nombre de couples et juvéniles d'une année à l'autre.

L'étude pilote « expérimentale » est quant à elle mise en place, dans le but de déterminer si l'indicateur Crabier blanc est adapté au suivi annuel.

3.3. Etude pilote expérimentale

3.3.1. Objectifs

Cette année, et pour la première fois depuis le début du suivi des colonies, une étude « expérimentale » sur les colonies d'Ironi-Bé et de Chiconi est réalisée en plus du suivi annuel « classique ».

Ses objectifs :

- Étudier la variabilité intra-journalière de présence au nid au cours de la période de forte activité dans la saison de reproduction (cf 3.3.2)
- Estimer les probabilités de détection des nids au sein d'une journée (cf 3.3.3)
- Déterminer les différents facteurs responsables des difficultés de détection des nids (cf 3.3.4)

Pour ce faire, six « sessions » (trois par colonie) ont été réalisées pendant la saison de reproduction lors du pic d'occupation des colonies : d'octobre à décembre. Une session consiste en un survol d'une colonie répété six fois dans une journée toutes les deux heures : 7h, 9h, 11h, 13h, 15h, 17h. (Tableau 4)

Jour	Colonie	heures
15/10/2020	Ironi-Bé	7h,9h,11h,13h,15h,17h
22/10/2020	Chiconi	7h,9h,11h,13h,15h,17h
27/11/2020	Ironi-Bé	7h,9h,11h,13h,15h,17h
04/12/2020	Chiconi	7h,9h,11h,13h,15h,17h
15/01/2021	Ironi-Bé	7h,9h,11h,13h,15h,17h
22/01/2021	Chiconi	7h,9h,11h,13h,15h,17h

Tableau 4 : survols réalisés pour le suivi expérimental

Ces survols répétés six fois au cours d'une même journée vont servir à alimenter les connaissances sur le rythme d'activité intra journalier des Crabiers blancs ainsi que sur les probabilités de détection des nids lors du pic d'activité de la saison de reproduction via 3 études : une analyse GAM (Modèles Additifs Généralisés), une analyse CMR (Capture-Marquage-Recapture) et une ACM (Analyses des Composantes Multiples).

3.3.2. Analyse GAM

Dans le but d'estimer si la présence de juvéniles et d'adultes est soumise à de fortes variations intra-journalières, une modélisation GAM est lancée. Ces variations pourraient être liées à plusieurs facteurs concernant par exemple l'activité de chasse des crabiers.

Cette première partie de l'expérimentation va permettre de déceler un potentiel pic d'abondance d'adultes et de juvéniles au cours de la journée. Ce travail va aussi être réalisé sur les nids. Le nombre de nids n'étant pas censé varier au cours d'une journée, on soumet l'hypothèse d'une abondance journalière stable.

Pour cette étude sous le logiciel R, sont utilisés des modèles additifs généralisés (GAM), ils représentent une version flexible des modèles linéaires généralisés (GLM) (Avalos, 2004). Les GAM sont utilisés plutôt que les GLM afin d'obtenir une meilleure prévision des valeurs de la variable dépendante (ici l'heure de la journée).

Le modèle de prédiction adapté pour ces analyses est la régression de Poisson, utilisée dans les analyses de données de comptage (Matthew J Hayat, 2014)

Les données exploitées pour l'étude GAM sont celles du suivi expérimental pour les 6 survols réalisés lors des six sessions pour les deux colonies d'Ironi-Bé et de Chiconi) (tableau 4).

Pour la création du modèle, un effet smooth (ou lissage) a été ajouté à la variable heure et un effet aléatoire à la variable jour. Le degré de lissage, ajusté avec l'argument « k » a été fixé à 6 (Simon N. Wood, 2006).

Ainsi, le modèle entré sur R est celui-ci :

- pour la détection des jeunes : gam(Nbr_Jeune ~ s(Heure,k=6) + Jour, data=tab, family=poisson)
- pour la détection des nids : gam(Nbr_Nids_CB ~ s(Heure,k=6) + Jour, data=tab, family=poisson)

Ce modèle est celui qui a obtenu le plus faible AIC (Critère d'information d'Akaike. Cette mesure permet d'attester que le modèle statistique sélectionné est le plus fiable (annexe 4a).

3.3.3. Analyse CMR

Les suivis des années précédentes ont permis de mettre en avant un taux d'individus « NI » (Non Identifiés) lors de chaque comptage (4,5% en moyenne de non identifiés, toutes espèces comprises) (Esnault Q, Dicques G, 2020). Ce chiffre ne prenait cependant en compte que les problèmes d'identification des individus Crabiers blancs et non les problèmes de détection des nids. Or, seule l'identification des nids de Crabier blanc permet de connaitre le nombre de couples reproducteurs total lors d'une saison.

En identifiant et pointant les nids de Crabier blanc d'une colonie toutes les 2h, on peut quantifier les différents biais de détection des nids au sein d'une journée (cf partie « Analyse des biais d'identification »). Pour ce faire, tous les nids d'une journée sont d'abord pointés en suivant la méthode de comptage expliquée en partie 3.2.3.

A l'aide du logiciel QGIS, en superposant les couches de nids des différentes heures les unes sur les autres, il est possible de se rendre compte des difficultés de détection des nids, d'en comprendre la cause et d'estimer le nombre de nids réel grâce à la méthode de CMR.

Des études sur la Capture-Marquage-Recapture (CMR) sont utilisées depuis longtemps pour estimer l'abondance de populations.

Ici, une étude par CMR a été réalisée sur les différents nids des colonies d'Ironi-Bé et de Chiconi au sein d'une journée. Par soucis de temps, les CMR sont réalisées uniquement sur les sessions des journées comptabilisant le plus de nids : 22/10/2020 pour Chiconi ; 27/11/2020 pour Ironi-Bé.

Nids n°	7h	9h	11h	13h	15h	17h
1	0	1	1	0	0	1
2	1	0	0	1	0	0
3	1	1	1	1	1	0
4	1	1	1	1	1	1
5	1	1	1	1	1	1
6	1	1	0	1	1	0
7	0	0	0	1	0	1
8	1	1	0	1	1	1
9	1	1	1	0	1	1
10	1	1	1	1	1	1
11	1	1	1	1	1	1
12	0	0	1	1	0	0
13	0	1	1	1	1	0
14	0	1	0	0	0	0
15	0	1	0	0	0	0
16	1	0	0	0	0	0

Tableau 5 : Extrait du tableau CMR pour la colonie de Chiconi

Chaque survol (7h, 9h, 11h, 13h, 15h, 17h) est comptabilisé comme une session de capture. Dans un tableau, dès lors qu'un nid est détecté, la note de 1 lui est attribuée. S'il n'est pas capturé lors d'une autre session, on notera 0 (tableau 5).

Afin de déterminer si les populations (colonies) sont fermées (hypothèse d'une survie locale de 100%, sans création, suppression ou migration de nids ainsi qu'une prospection homogène de la zone au cours des sessions de capture) (Otis D, 1979), le logiciel CLoseTest est utilisé. Cette information est nécessaire afin de savoir quel modèle d'analyse CMR est à utiliser pour les colonies d'Ironi-Bé et de Chiconi. L'hypothèse d'une population ouverte semble difficile à imaginer, le nombre de nids présent sur la colonie étant censé être stable au cours d'une journée.

C'est à l'aide du logiciel MARK, spécialiste de la CMR, que les modèles d'analyse des données peuvent être testés. C'est le modèle de data « full likelihood p and c » qui a été choisi, avec un effet « time » sur les données de capture (c) et de recapture (p), signifiant que les probabilités (c) et (p) varient avec le temps.

Ce modèle (M4) a été retenu en comparant les AIC, celui-ci ayant une AIC de 44 (annexe 4b).

Les résultats obtenus sous le logiciel MARK permettront d'estimer un nombre réel de nids (et donc de couples reproducteurs) au sein des deux colonies, mais aussi la probabilité de détection des nids pour chaque heure et leurs intervalles de confiance.

Enfin, une dernière analyse a permis d'estimer un nombre de survols drone minimum nécessaire pour détecter un maximum de nids. Pour ce faire, sous Rmark, nous avons cherché à estimer les variations de précision (coefficient de variation) sur les estimations d'abondance selon le nombre de passages par drone réalisés au sein d'une même journée. Pour cela, nous avons simulé des histoires de détection (n = 100 par modalité) en faisant varier les probabilités de détection des nids (p) au cours d'une journée ainsi que la taille des colonies (N). Le script (annexe 4b) utilisé pour créer les boucles de simulations a été proposé par Thibaut Couturier du CEFE.

3.3.4. Analyse ACM

Afin de comprendre l'origine des différences de probabilité de détection, et dans l'objectif de les corriger, pour chaque 0 du tableau CMR (350 nids non détectés au total sur les 6 sessions) (tableau 5), leur cause de non-détection a été déterminée et notée dans un tableau Excel.

Cinq causes de non détection ont été proposées :

1. NI, l'individu posé sur le nid n'est pas identifié et empêche l'attribution du nid à une des deux espèces
2. NV, « Nid Vide » absence d'individu adulte ou juvénile sur le nid
3. H, « Humain » biais lié à l'observateur, le nid aurait dû être vu mais a été raté
4. M, « Montage » le nid est coupé lors du photomontage
5. E, « Environnement » la détection du nid est impossible à cause d'un facteur environnemental (luminosité, branchages)

Une ACM (Analyse des Correspondances Multiples) réalisée sous le logiciel R a alors permis de trouver les points de corrélation entre les heures de la journée, les différentes causes de non-détection de nids et les colonies (Ironi-Bé et Chiconi).

L'ACM est réalisée sous le logiciel R à l'aide des packages Factoshiny et FactomineR qui permettent une visualisation graphique des résultats (annexe 4c).

4. Résultats

4.1. Comptage annuel classique

4.1.1. Suivi des colonies

Cette année, cinq colonies mixtes de hérons Crabiers blancs et hérons Garde bœufs se sont installées à Mayotte, et ont été suivies de septembre 2020 à février 2021 par drone. Les colonies de Chiconi, Ironi-Bé, Dzoumogné et Poroani étaient déjà présentes lors de la saison 2019/2020, contrairement à la 5ème colonie : Mronabeja, découverte cette année grâce aux suivis ULM mensuels.

Colonies	Nids	Juvéniles
Ironi-Bé	93	49
Chiconi	55	35
Dzoumogné	114	54
Poroani	15	15
Mronabeja	4	4
Total	**281**	**157**

Tableau 6 : résultats de comptage Nids et Juvéniles pour la saison 2020/2021

Au total sur les cinq colonies, au moins 281 nids (donc couples) et 157 juvéniles de Crabier blanc ont été comptabilisés pour cette saison 2020/2021. C'est la colonie de Dzoumogné qui a accueilli le plus grand nombre de Crabiers blanc cette année (114 nids et 54 juvéniles) (figure 14).

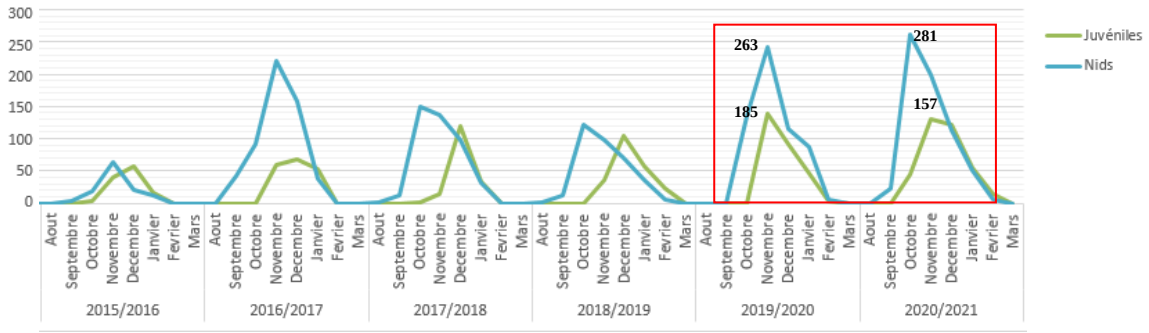


Figure 11 : Graphique de l'évolution du nombre de nids et de juvéniles à Mayotte depuis 2015

Comme les années précédentes, le maximum d'observation s'est produit en octobre pour les nids (courbe bleue) et un mois plus tard, en novembre, pour les juvéniles (courbe verte) (figure 11).

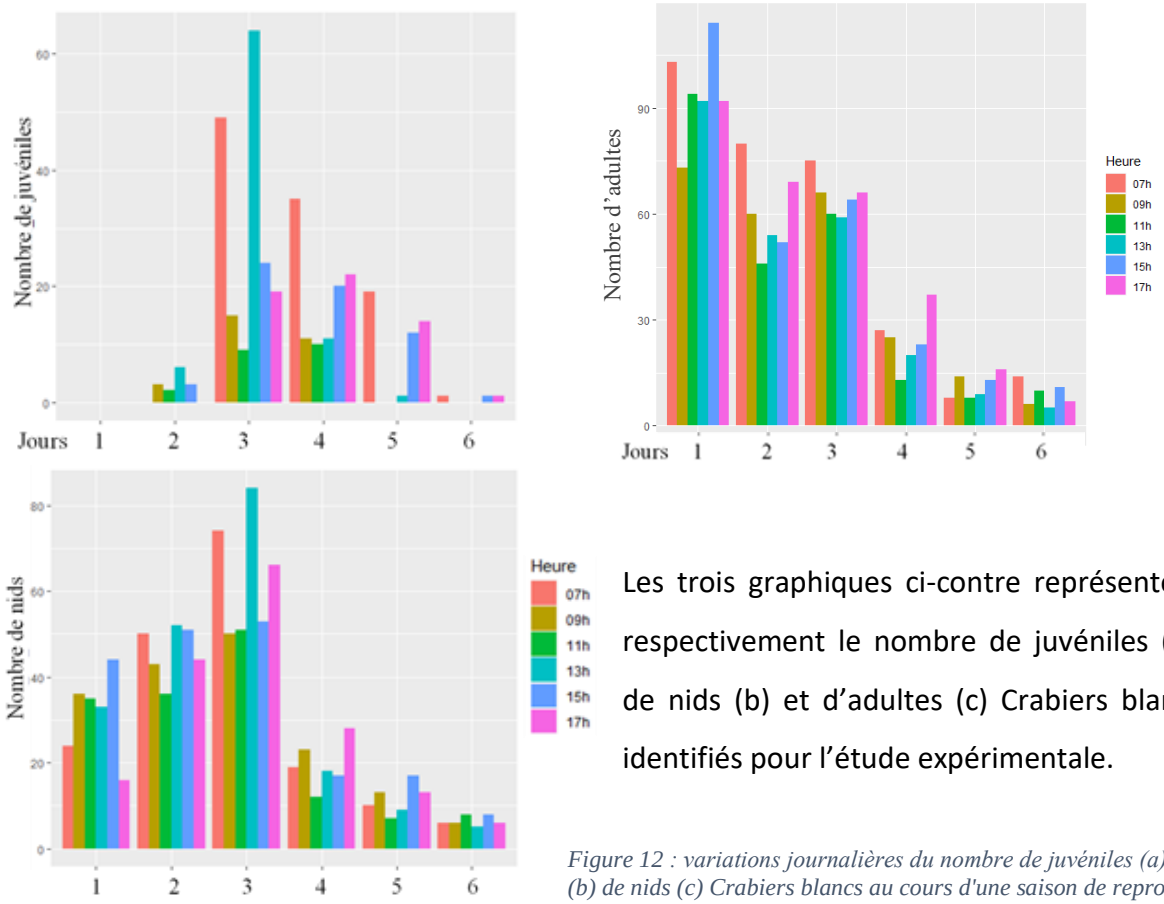
4.1.2. Calcul de l'indicateur Crabier blanc

L'année dernière, un total de **263 nids et 185 juvéniles** a été comptabilisé sur quatre colonies (Ironi-Bé, Chiconi, Malamani et Bouyouni).

Pour les juvéniles, une **baisse de 15%** a été évaluée par rapport à la saison dernière, alors qu'une légère **augmentation de 6.8%** a été comptabilisée pour les nids.
Les deux indices se sont alors vu attribuer la note de **1.5** soit « pas de différence significative avec l'année précédente » (annexe 3). Additionnés, les deux indices permettent l'obtention de la note pour l'indicateur de cette année : **3 (catégorie moyenne)** (tableau 3).

4.2. Suivi Expérimental

4.2.1. Etude des rythmes intra journaliers et modélisation



Les trois graphiques ci-contre représentent respectivement le nombre de juvéniles (a), de nids (b) et d'adultes (c) Crabiers blancs identifiés pour l'étude expérimentale.

Figure 12 : variations journalières du nombre de juvéniles (a) d'adultes (b) de nids (c) Crabiers blancs au cours d'une saison de reproduction

Les jours 1 à 6 correspondent respectivement aux six survols réalisés pour le suivi expérimental (tableau 4).

Les tendances inter-journalières montrent une baisse des adultes au cours des six sessions (12b), un pic du nombre de juvéniles pour les jours 3 et 4 (novembre/décembre) (12a) et une hausse de nids jusqu'au jour 3 (12b) qui chute à partir du jour 4. Les données brutes des six sessions (jours) mettent en lumière de grosses variations intra journalières, en particulier pour les adultes et juvéniles. Néanmoins, la détection des individus ayant un impact direct sur la détection des nids, on remarque aussi de gros écarts de comptage des nids au cours d'une même journée. En effet le 27/11/2020 (jour 3), ont été comptabilisés 84 nids à 13h contre 53 à 11h soit une perte de 36%. Les graphiques montrent des profils assez similaires dans la détection des juvéniles (figure 12a) des adultes (12c) et des nids (12b) au cours d'une journée, avec une forte détection en début (7h) et fin de journée (17h). Ce schéma en « U » semble être plus flagrant pour la présence des juvéniles et adultes, pour lesquels on suspecte un rythme d'activité régulier. On remarque un pic de détection des nids et juvéniles à 13h lors de la session 3 (le 27/11/2020) à Ironi-Bé.

Modélisation GAM

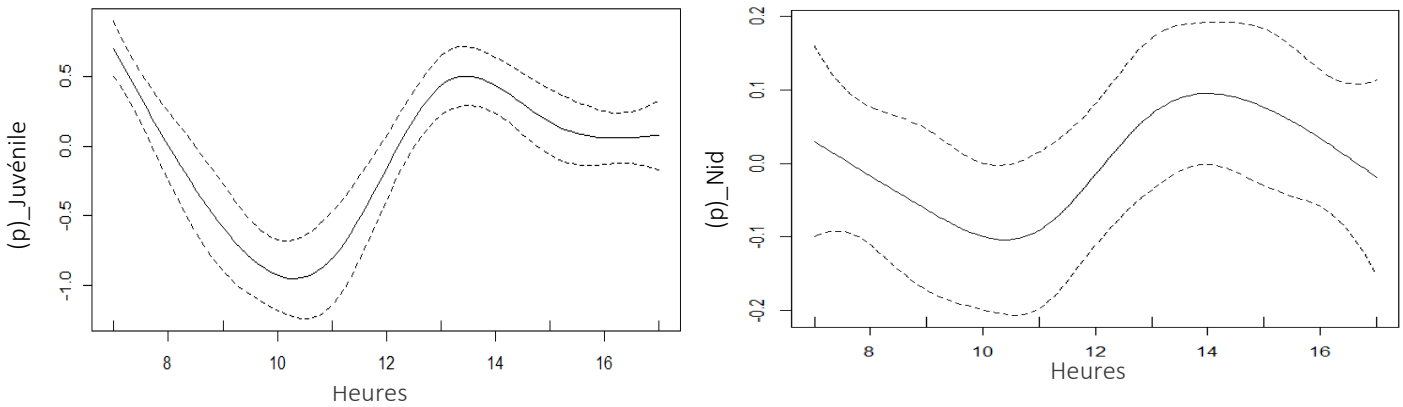


Figure 13 : Courbes de modélisation de l'abondance de juvéniles (a) et nids (b) au cours d'une journée

Sous R, la modélisation par GAM du nombre de nids et de juvéniles (indices pour l'indicateurs) détectés au cours d'une journée a permis la prédiction d'une préférence horaire d'abondance en simulant deux courbes :

Figure 13a : Prédiction d'abondance des juvéniles au cours d'une journée

Figure 13b : Prédiction d'abondance des nids au cours d'une journée

L'axe des ordonnées représente la contribution (effet) de chaque covariable (nid ou juvénile) à la réponse, ajustée centrée sur 0.

Les deux courbes montrent des tendances similaires dans l'abondance des nids et juvéniles, avec un fort pic de détection en début de journée (7h-8h), et une faible détection de 11h à 12h. À partir de 13h, la probabilité de détection remonte puis elle se stabilise jusqu'en fin de journée, voire diminue (nids). Cela justifie le fait de ne pas avoir pu utiliser un GLM avec effet quadratique.

Les intervalles de confiance à 95% (+/- 0.4 pour les juvéniles et +/- 0.1 pour les nids) sont stables pour les deux courbes et suggèrent un risque de non-détection très fort vers 11h.

On note alors une différence d'abondance du nombre de nids dans la journée. Sachant que les nids ne bougent pas au cours d'une journée, on suspecte des fluctuations de la probabilité de détection.

4.2.2. Analyse des probabilités de détection : CMR

Collecte des données

Un total de 107 nids à Ironi-bé et 73 nids à Chiconi ont été identifiés en cumulant les six sessions de captures sur une journée (tableau 7).

	Sessions	7h	9h	11h	13h	15h	17h	TOTAL
Chiconi	Nbr Capture	50	43	36	52	51	44	276
	Nbr Re-capture		30	32	48	51	42	203
	Nbr Marqués	50	13	4	4	0	2	73
Ironi-Bé	Sessions	7h	9h	11h	13h	15h	17h	TOTAL
	Nbr Capture	75	50	48	83	53	62	371
	Nbr Re-capture		36	40	74	53	61	264
	Nbr Marqués	75	14	8	9	0	1	107

Tableau 7 : Données CMR pour les 2 colonies

Pour la colonie de Chiconi, entre 36 (à 11h) et 52 (à 13h) nids ont été détectés, soit respectivement 49,3% et 71,2% du nombre total de nids cumulés capturés sur la journée.

Pour la colonie d'Ironi-Bé, un minimum de 48 nids soit 44,9% a été recensé à 11h et un maximum 83 nids, soit 77,6% a été comptabilisé à 13h (tableau 7).

Le nombre d'individus non marqués capturés (en vert « Nbr Marqués » dans le tableau n°7) diminue significativement dès la 2ème capture pour les deux colonies.

CloseTest

Les p-values (encadrées en rouge) des colonies d'Ironi-Bé (figure 13) et de Chiconi (figure 14) obtenues sous CloseTest sont toutes les deux supérieures à 0,05. D'après les tests Otis et al (1978), l'hypothèse d'une **population fermée** est **acceptée**.

```
Otis et al. (1978) Closure Test (Low p-values suggest population not closed):
              z-value=     0.67567
              p-value=     0.75037
```

Figure 14 : Résultats CloseTest pour la colonie d'Ironi-Bé

```
Otis et al. (1978) Closure Test (Low p-values suggest population not closed):
              z-value=    -0.17542
              p-value=     0.43037
```

Figure 15: Résultats CloseTest pour la colonie de Chiconi

MARK

En lançant le modèle, un grand nombre d'informations est communiqué.

Real Function Parameters of {M(4)}

Parameter	Estimate	Standard Error	95% Confidence Interval Lower	Upper
1:p	0.6944444	0.0343343	0.6233606	0.7573351
2:p	0.5166666	0.0372471	0.4438254	0.5888064
3:p	0.4666667	0.0371849	0.3949953	0.5397409
4:p	0.7500000	0.0322749	0.6816213	0.8078333
5:p	0.5777778	0.0368141	0.5044693	0.6478125
6:p	0.5888889	0.0366742	0.5156112	0.6584250
7:f0	0.1076237E-06	0.3145314E-03	0.4278144E-10	0.2707448E-03

Tableau 8 : probabilité de "capture" d'un nid au cours d'une journée, intervalles de confiance et erreurs standards

Les premières informations obtenues sont les paramètres réels « Real Function Parameter ». Les paramètres 1 à 6 correspondent aux probabilités « capture » d'un nid (p) pour 1 (7h) ; 2 (9h) ;3 (11h) ;4 (13h) ;5 (15h) et 6 (17h). Celles-ci sont toutes supérieures à 50%, à l'exception de la capture n°3 (11h).

Les probabilités varient entre **0.47** (11h) et **0.75** (13h) (tableau 8).

f0 représente le nombre de nids dans la colonie qui n'a jamais été détecté. Après la sixième capture, celui-ci est extrêmement faible : **0,11.10^{-6}** avec un intervalle de confiance pouvant descendre jusqu'à **0,43.10$^{-10.}$**

Les erreurs standard sont stables et faibles (0.03) et les intervalles de confiance pour les six captures varient entre +/- 0.05, les résultats sont alors très fiables.

Estimates of Derived Parameters
Population Estimates of {M(4)}

Grp.	Sess.	N-hat	Standard Error	95% Confidence Interval Lower	Upper
1	1	73.000000	0.3145314E-03	73.000000	73.000271
2	1	107.00000	0.3145314E-03	107.00000	107.00027

Tableau 9 : paramètres dérivés des 2 colonies

De ces informations, le logiciel a pu estimer les « paramètres dérivés » pour les deux populations (groupe n°1 = Chiconi et groupe n°2 = Ironi-Bé). Les paramètres dérivés peuvent être déterminés à partir des paramètres réels (tableau 8), dans le cas présent ils permettent l'estimation de la taille des colonies en se basant sur les probabilités de captures (p).

Les erreurs standards pour les deux estimations étant très faibles (0,31.10^{-3}), le nombre de nids estimés pour la colonie de Chiconi est de **73,00[IC95% : 73,00-73,00]** et celui d'Ironi-Bé de **107,00[IC95% : 107,00-107,00]** (tableau 9). La précision des nombres dérivés est très élevée puisque l'estimation atteint la même valeur que le nombre de nids obtenu par simple comptage cumulé sessions après sessions.

		Photocomptage		résultats CMR	
		eff	Heure	Estimation pop	% différence
Ironi-Bé	Detection minimale	48	11h	107	123%
	Detection maximale	83	13h		40%
Chiconi	Detection minimale	36	11h	83	130%
	Detection maximale	52	13h		29%

Tableau 10 : Différences d'estimation de taille de population entre les sessions de capture (maximales et minimales) et les estimations CMR pour Ironi-Bé et Chiconi

Le nombre maximum de nids capturés pour la colonie de Chiconi est de **52** (13h) et pour Ironi-Bé de **83** (13h) (tableau 7). En se basant alors uniquement sur les plus grosses sessions de capture, la CMR a tout de même permis d'estimer le nombre de nids de **+40% pour Chiconi** et **+29% pour Ironi-Bé** (tableau 10).

Simulation de passage

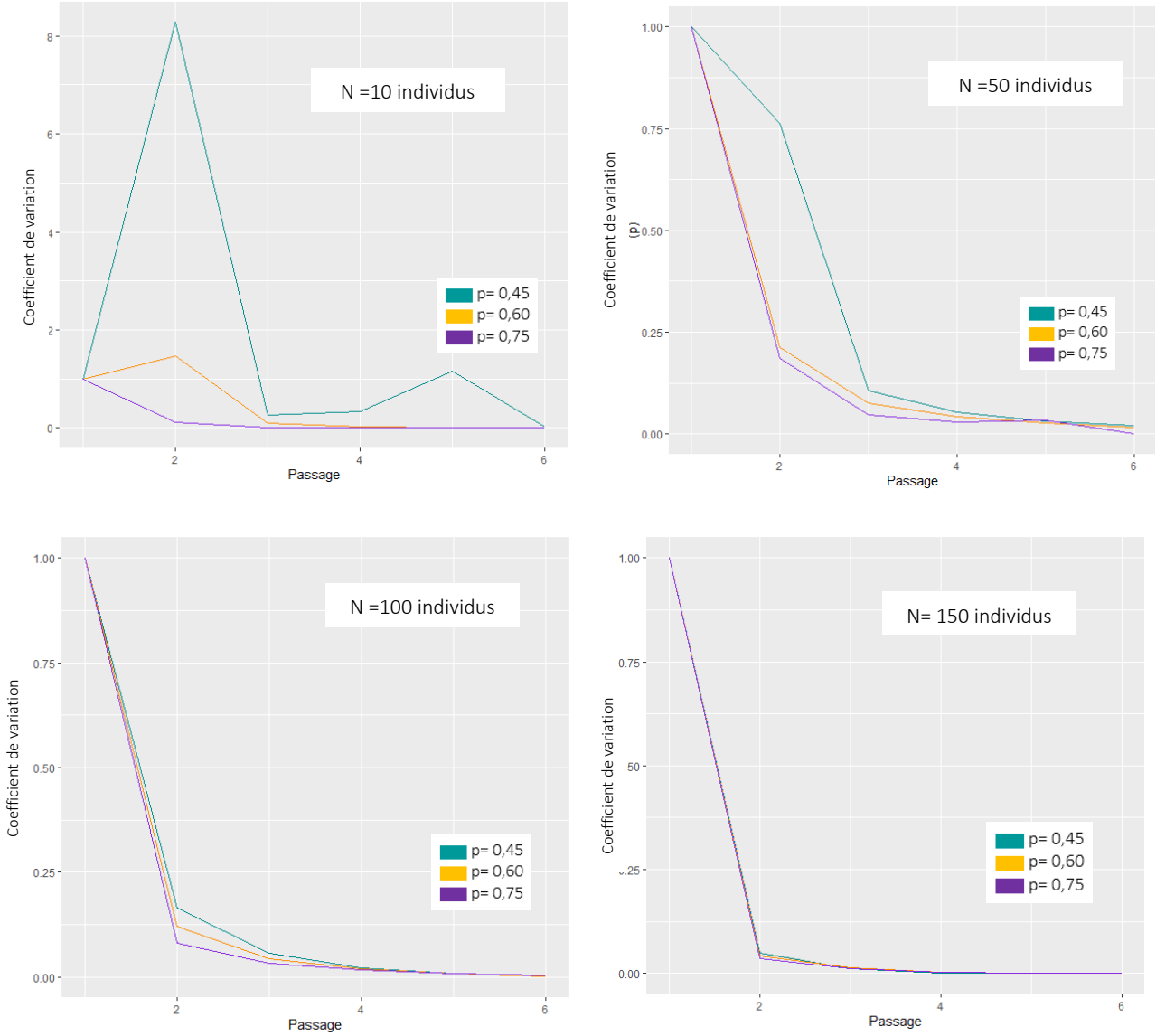


Figure 16: Simulations du coefficient de variation en fonction des passages de capture pour les colonies de 10 (a) 50 (b) 100 (c) et 150 (d) individus

On remarque une forte diminution du coefficient de variation (et donc une augmentation de la précision du comptage des nids) dès le deuxième passage pour les grosses colonies (N>100). Aussi, plus la population est grande (figure 17c et d), moins les probabilités de détection (p) (associées aux heures de la journée) ont un impact sur le coefficient de variation. Ainsi, pour les grosses colonies (N>100), seuls deux passages suffisent afin d'avoir une bonne estimation du nombre de nids, peu importe l'heure de la journée.

4.2.3. Analyses des Composantes Multiples : causes, heures et colonies

Après avoir déterminé une à une les causes de non détection de chaque nid, le graphique ci-contre démontre que les 2 tiers des nids non identifiés sont le résultat de problèmes environnementaux (luminosité, branches) (E) et de non identifications d'individus (becs cachés, individus flous etc.) (NI).

Aussi, 1/5ème des nids non identifiés sont dû à une absence de crabier sur le nids (NV, Nid Vide) et 16% sont dû à une erreur humaine (H) ou de montage (M).

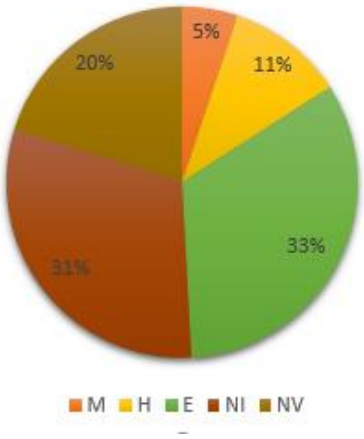


Figure 17 : Répartition des causes de non-détection des nids lors de la CMR

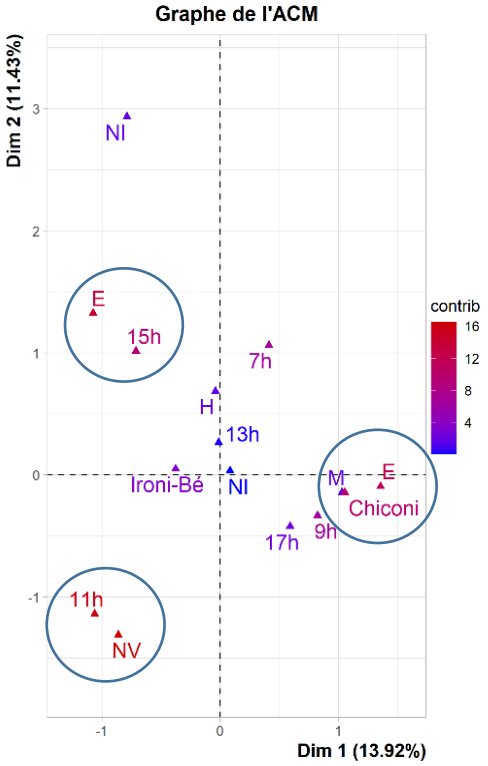


Figure 18 : ACM des causes de non-detections d'un nids, de l'heure et de la colonies

Trois grosses informations sont à tirer de l'ACM:

On note une forte contribution (annexe 4c) et corrélation entre

- « NV » (Nid Vide) et 11h,
- « E » (Environnement) et 15h
- « M » (Montage) et la colonie de Chiconi (figure19)

Les autres données (en bleues) contribuent moins à la création du graphique, sont moins corrélées et apportent donc moins d'informations.

5. Discussion

5.1. Saison de reproduction 2020-2021

Pour la saison 2020-2021, ont été comptabilisés au moins 281 couples de Crabiers blancs dans les mangroves mahoraises. Cela représente 7% de plus que l'année précédente, et confirme l'importance de la protection de l'espèce ainsi que ses habitats et la responsabilité de l'île au regard des effectifs mondiaux. En effet, l'année dernière Mayotte aurait accueilli plus de 40% de la population mondiale de Crabiers blancs. Selon nos sources, à Madagascar le déclin de la population des Crabiers blancs continue. Si cette tendance dure, Mayotte devrait recevoir bientôt près de la moitié de la population mondiale de Crabiers blancs au sein de ses mangroves.

Cette année, au moins 157 juvéniles ont été comptés. C'est un nombre un peu moins élevé que l'année dernière (185, cf figure 11), qui avait été une année extrêmement forte en succès reproducteur. Cette baisse pourrait trouver sa cause dans la dissolution inexpliquée de la colonie de Malamani en pleine saison de reproduction. Grâce aux survols ULM mensuels, une nouvelle petite colonie a été découverte en décembre sur la mangrove de Mronabeja (4 couples et 4 juvéniles). Cela confirme l'intérêt de suivre les colonies tout au long de la saison de reproduction.

Pour la première fois cette année, l'indicateur crabier a été calculé avec la méthode d'analyse des seuils de significativité des oiseaux marins (annexe 3). L'indicateur, créé pour réaliser un suivi interannuel des tendances de populations, décrit une évolution « stable » (3 : moyen) entre les saisons 2019-2020 et 2020-2021.

Cependant, il est primordial de rappeler qu'une comparaison des effectifs de nids et juvéniles d'une saison de reproduction à l'autre, peut se faire uniquement si les protocoles de suivis sont identiques. Aussi, des différences protocolaires liées aux améliorations du suivi ainsi qu'un turn-over annuel des stagiaires réalisant le travail de photo comptage compliquent la comparaison des résultats du suivi initié depuis 2015. Il est donc impossible d'utiliser cet indicateur en l'état.

En effet, non standardisé, le protocole de montage et comptage photo peut engendrer des biais considérables. C'est pourquoi cette année, un protocole de suivi standardisé a été rédigé (annexe 3). Il devra désormais être respecté au maximum pour les années à venir.

5.2. Suivi Expérimental

5.2.1. Horaire et détection

Cette année, l'étude pilote a mis l'accent sur la détection des biais engendrés par le suivi, en se penchant sur les rythmes journaliers des Crabiers blancs et sur les probabilités de détection de ceux-ci dans la journée.

Dans un premier temps, une modélisation par GAM a permis de mettre en lumière de grosses variations d'abondance de juvéniles au cours de la journée au sein d'une colonie. Ce premier résultat est peu étonnant, supposant que les rythmes d'activités des juvéniles influent sur leur présence au nid et donc sur le photocomptage.

De la même manière, on remarque des fluctuations d'abondance de nids au sein d'une journée. Ce résultat est quant à lui surprenant si on considère que lors d'une journée la quantité de nids ne varie pas.

On suggère alors qu'au cours d'une journée le nombre de nids **ne change pas**, mais la **probabilité de détection** de ceux-ci, oui. C'est ce qu'a confirmé l'étude CMR.

Les résultats de l'étude CMR ont permis d'estimer des probabilités de détections de nid pour six créneaux horaires, allant de 7h à 17h. Les probabilités de détection varient entre 45% (p=0.45 pour 11h) et 75% pour les meilleures heures. Ces variations de détections sont considérables et signifient que les comptages que l'on croyait exhaustifs les années passées ne le sont pas. De plus, le biais de détection n'est pas aléatoire et varie au cours de la journée. Face à ce constat, les simulations faisant varier le coefficient de variation avec le nombre de passages drone sont indispensables. Celles-ci permettent d'estimer le nombre de survoles minimum à réaliser en une journée pour avoir une précision optimale du nombre de nids détectés.

Ainsi, les résultats suggèrent que peu importe l'heure de la journée (ou probabilité de détection p), la priorité se tourne vers le nombre de survoles réalisés en une journée. Pour les grosses colonies (N=100 et N=150), seuls deux survols sont nécessaires alors que pour les colonies de 50 nids ou moins, il faudra trois survoles pour obtenir une précision suffisante.

5.2.2. Lumière sur les indéterminés

Comme vu précédemment, la probabilité de détecter un nid de Crabier blanc varie au cours d'une journée. Mais quels sont les facteurs responsables de ces difficultés de détection ? C'est ce à quoi ont répondu ces derniers résultats.

Cette année, grâce au suivi journalier et aux résultats de la CMR, tous les nids non détectés ont pu être pointés et associés à une cause de non détection. L'absence d'individu sur le nid en constitue 1/5ème. Comme vu avec l'ACM (figure 19), il existe une forte corrélation entre l'absence d'individu sur un nid (Nid Vide) et 11h. Ce résultat confirme l'hypothèse de fluctuation d'individus en milieu de journée, empêchant la détection des nids. Cependant, la plus grande cause de non détection des nids repose dans les problèmes dits « environnementaux ». Ceux-ci comprennent tous les facteurs environnementaux qui ont empêché la détection d'un nid : luminosité trop faible, nid placé trop bas dans les palétuviers, nid caché par les branches des palétuviers etc. Ce résultat soulève beaucoup de doutes concernant le nombre de nids qui ne pourront jamais être détectés car placés à des endroits invisibles par le survol drone (par exemple si des nids se situent sous la cime des palétuviers). En plus de ce problème qui semble difficile à résoudre, un biais est créé par l'observateur lors du montage et du comptage photo. Les causes liées au montage et aux erreurs humaines dans le pointage des nids constituent un « biais d'observateur ». Celui-ci est susceptible d'accroître d'autant plus lorsque que les étapes du montage et comptage sont réalisées par des personnes novices. On remarque que les erreurs liées au montage sont plus importantes sur la colonie de Chiconi, où la totalité des montages sont réalisés manuellement sur le logiciel GIMP. Enfin, un très grand nombre (31%) de Crabiers blancs non identifiés (NI) est à prendre en compte. A l'instar des facteurs liés au montage et aux erreurs humaines, ce pourcentage de NI peut augmenter avec une faible expérience de l'observateur, jouant un grand rôle dans l'identification des Crabier blancs. Ces facteurs responsables d'une mauvaise détection des nids sont minimisés lorsque plus d'un survol drone est réalisé sur une même journée.

Tous ces biais et difficultés constituent des problématiques de suivi courantes dans le domaine du suivi avifaune (Uster, 2009) et pourront alors faire l'objet d'un prochain stage.

5.3. Préconisations de suivi et conclusion

Les résultats ont montré de grosses fluctuations dans l'abondance des crabiers sur la colonie lors d'une journée. Ces fluctuations intra-journalières ont un impact direct sur les probabilités de détection des nids. Ils peuvent donc biaiser nos estimations d'abondance annuelle de couples en plus des autres facteurs impactant la détection des nids. Aussi, les résultats prouvent qu'une plage horaire de survol drone est à prioriser pour détecter un maximum de nids soit 7h-10h ou 13h-15h (figure 13). Il a été démontré grâce à de très faibles intervalles de confiance, (tableau 9) que la CMR est une méthode d'analyse fiable, permettant une estimation du nombre de couple très précise. En effet, réaliser deux survols drone par jour multiplie considérablement les chances de détecter tous les nids, peu importe l'heure de survol et donc la probabilité de détection (celle-ci étant de 0.45 au minimum). Néanmoins, cette méthode de collecte de data qu'est le survol drone est assez coûteuse car nécessite l'aide d'un prestataire qualifié. De plus, le photomontage représente une difficulté supplémentaire et un biais dans le processus de photocomptage. C'est pourquoi, un test de hauteur de survol sera réalisé avec le prestataire afin de regarder s'il est possible d'éloigner le drone de la colonie lors des suivis sans impacter la détection des nids et juvéniles. Cet essai consisterait à chercher la hauteur maximale du drone permettant de détecter les nids. Cela permettrait de réduire le nombre de photos, faciliter le montage et la superposition des photos tout en diminuant le dérangement occasionné pour les espèces sur place.

C'est pourquoi mes préconisations de suivi pour les années à venir sont :

1. Réaliser un test de hauteur de survol drone avec le prestataire
2. Réaliser un seul survol des colonies par mois et par jour pour les mois de septembre, janvier et février à des heures où la probabilité de détection est maximale (0.75) entre 7h/10h et 13h/15h,
3. Réaliser un suivi bimensuel pour les mois d'octobre novembre et décembre afin de réduire les risques de décalage du pic de reproduction
4. Réaliser au moins deux survols drone par jour pour les grosses colonies lors des suivis bimensuels, afin de continuer la CMR et obtenir une précision telle qu'il sera possible d'estimer précisément les tendances interannuelles

5. Réaliser au moins trois survols journaliers pour les petites colonies (<50 individus) ou 2 survols dans les créneaux horaires de forte détection.

Pour conclure, cette étude a permis de démontrer que les comptages réalisés jusqu'à présent ne pouvaient être exhaustifs en raison des fluctuations d'abondance journalières et des différences dans les probabilités de détecter les nids. Les prochains stages pourront alors se pencher plus précisément sur les problématiques de détection des individus ainsi que sur les biais de détection des nids. Le calcul de l'indicateur en l'état actuel des choses n'est pas réalisable. De considérables biais tels que l'heure de survol aléatoire empêchent la comparaison des données entres elles d'une saison à l'autre.

Les seuils utilisés pour les deux indices (+/- 20% de nids/juvénile) sont beaucoup trop larges et ne permettent pas d'analyser précisément la tendance. Le nouveau protocole standardisé ainsi que la précision des résultats obtenus lors de cette étude CMR permettront au PNMM, au GEPOMAY et au CEFE de s'accorder sur le calcul d'un nouvel indicateur, plus fiable et plus approprié pour les suivis à venir.

6. Bibliographie

Avalos, M. (2004). *Modèles additifs parcimonieux* (Doctoral dissertation, Université de Technologie de Compiègne).

BirdLife International, 2020. Species factsheet: Ardeola idae. Disponible sur http://www.birdlife.org (20/03/2020)

CRBPO, (2020) Avenant à un programme personnel pour des recherches sur des oiseaux sauvages faisant appel au marquage et/ou au prélèvement simple de tissus, Mayotte

Dodman, T. (2002). Waterbird population estimates in Africa. Unpublished report to Wetlands International.

France, U. I. C. N. (2017). La liste rouge des écosystèmes en France-Chapitre Mangroves de Mayotte. *Paris, France*.

GEPOMAY (2019). Actualisation de la liste des espèces d'oiseaux recensées à Mayotte

Giosa, E., Mammides, C., & Zotos, S. (2018). The importance of artificial wetlands for birds: A case study from Cyprus. *PloS one*, *13*(5), e0197286.

Hayat, M. J., & Higgins, M. (2014). Understanding poisson regression. *Journal of Nursing Education*, *53*(4), 207-215.Fitting Linear Mixed-Effects Models Using lme4 Bates, Maechler, Bolker, & Walker, 2015)

Jeanne F., Dautrey E., Ousseni Mdallah B., Crémades C., Pusineri C. & Lizot P. (2018). Plan National d'Actions en faveur du Crabier blanc (Ardeola idae) sur l'île de Mayotte (2019/2023). Ministère de la Transition Écologique et Solidaire, Direction de l'Environnement, de l'Aménagement et du Logement de Mayotte. GEPOMAY. 71p.

Korbecki, J., Gutowska, I., Chlubek, D., & Baranowska-Bosiacka, I. (2019). Lead (Pb) in the tissues of Anatidae, Ardeidae, Sternidae and Laridae of the Northern Hemisphere: a review of environmental studies. Environmental Science and Pollution Research, 26(13), 12631-12647.

Mansouri, B., Babaei, H., Hoshyari, E., Khodaparast, S. H., & Mirzajani, A. (2012). Assessment of trace-metal concentrations in western reef heron (Egretta gularis) and Siberian gull (Larus heuglini) from southern Iran. Archives of environmental contamination and toxicology, 63(2), 280-287.

Otis, D. L., Burnham, K. P., White, G. C., & Anderson, D. R. (1978). Statistical inference from capture data on closed animal populations. Wildlife monographs, (62), 3-135.

Ousseni M.-B., Cremades C., Lizot P., GEPOMAY, 2011 Dossier de demande de prise en considération pour la mise en place d'un Plan d'Action en faveur du Héron Crabier Blanc (Ardeola idae), 5p + Annexes

Rabarisoa R., Ramanampamonjy J., Razafindrajao F. De Roland L-A., Jeanne F., Ousseni Mdallah B., Laubin A. & Bignon F. (2020). Status Assessment and Population Trends of the Madagascar Pond-Heron (Ardeola idae) from 1993-2016. Waterbirds. 43. 45.10.1675/063.043.0105.

RAMSAR (2015.) Introduction à la Convention sur les zones humides (anciennement Le Manuel de la Convention de Ramsar). Secrétariat de la Convention de Ramsar, Gland, Suisse.

Rexstad, E. & Burnham, K.P. 1991. User's guide for interactive program CAPTURE. Colorado Cooperative Fish and Wildlife Research Unit, Colorado State University, Fort Collins, USA.

Rocamora G., 2004 Les oiseaux des espaces naturels remarquables de Mayotte, Rapport SEF/ DAF, Collectivité de Mayotte, 247p

Roshnath, R., & Sinu, P. A. (2017). Nesting tree characteristics of heronry birds of urban ecosystems in peninsular India: implications for habitat management. Current zoology, 63(6), 599-605.

Uster. D, 2009 Element de méthodologie pour la mise en place de mesures en faveur de l'avifaune (mémoire de stage)

Wood, S. N. (2006). Generalized Additive Models: An Introduction with R (CRC, Boca Raton, FL)

Annexes:

Annexe 1: Tableau des actions mises en œuvre dans le cadre du PNA Crabier blanc

Action	Intitulé	Thématique	Pilote(s)	Mise en œuvre				
				2019	2020	2021	2022	2023
1	Suivre l'évolution de la population de Crabier blanc à Mayotte et sa répartition sur l'île	Connaissance et veille écologique	animateur	x	x	x	x	x
2	Réduire au maximum les causes directes de mortalité du Crabier blanc	Action concrète de protection et de gestion conservatoire	animateur, DEAL de Mayotte	x	x	x	x	x
3	Protéger les sites de reproduction du Crabier blanc		ONF, CdL	x	x	x	x	x
4	Assurer la conservation et la restauration des sites d'alimentation du Crabier blanc		DEAL de Mayotte, DAAF, UCOPAM, COOPADEM	x	x	x	x	x
5	Communiquer et sensibiliser la population à la protection du Crabier blanc	Action de communication et d'animation	animateur, UICN, MNE	x	x	x	x	x
6	Animer le plan au niveau national et international, coordonner les initiatives, favoriser le partage des connaissances et apporter une assistance scientifique et technique		animateur	x	x	x	x	x

Annexe 2 : protocole de photomontage et photocomptage standardisé rédigé lors du stage

Almodis Vadier
15/03/2021

Protocole de montage photos et photo-comptage dans le cadre du suivi Crabier blanc

Avec l'utilisation des logiciels Auto pano, GIMP et QGIS

Table des matières

Introduction au protocole 37
I – Tri des photos 38
A- Organisation du dossier 38
B- Sélection des photos 38
1- Pour autopano 39
2- Pour GIMP 40
II – Création du panorama 40
A- Autopano 40
B- GIMP 42
III - Photo-comptage 45
A- QGIS 45
1- Comptage individu CB 45
2- Comptage nids CB 46

Introduction au protocole

Dans le cadre du projet Life BIODIVOM, l'association GEPOMAY a mis en place un suivi de population du Crabier blanc (Ardeola idae) par drone. Les colonies sont présentes dans les mangroves de Mayotte, les principales sont celles d'Ironi-Bé et de Chiconi. Ce suivi, initié en 2018, nécessite encore aujourd'hui, en 2021, une révision de son protocole. Plusieurs étapes clés réparties sur toute une année sont mises en place :

1. Suivi des colonies par drone (Août-Janvier)
2. Tri des photos (Février-Août)
3. Photomontage (Février-Août)
4. Photo-comptage (Février-Août)

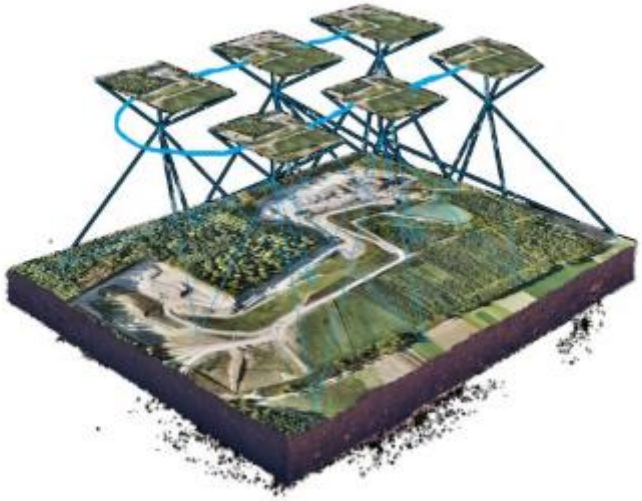
En raison du milieu très peu praticable que sont les mangroves, le suivi des colonies est réalisé par drone. Durant la période de reproduction (d'août à janvier) le drone va passer au-dessus des colonies et prendre des photographies. Chaque passage est appelé une session.

Après tous les passages drone, le travail d'analyse des données peut commencer.

Le protocole ci-dessous, prendra compte des parties 2 à 4, c'est-à-dire toutes les étapes allant des données photographiques brutes jusqu'au photo-comptage.

Lors du passage drone, plusieurs allers-retours sont réalisés. Si, lors de son passage, le drone a pris des photographies assez dézoomées et que la colonie est assez petite (par exemple, Chiconi), un seul aller-retour suffit à l'assemblage de toute la colonie.

Pour réaliser un photo-comptage optimal, les photographies prises pour chaque colonie doivent être triées, puis assemblées.



Cet assemblage permettra d'obtenir une image d'ensemble avec la résolution des photographies prises à une altitude moindre.

I – Tri des photos

A- Organisation du dossier

Lorsque les prises drones sont terminées, l'ensemble des photographies constitue un grand nombre de données brutes. Les photographies doivent être récupérées et rangées dans un dossier colonie puis dans un dossier jour et enfin heure.

Exemple :

- Ironi-bé
- 15/10/20
- 5h30

B- Sélection des photos

Variant selon la colonie et la période de passage, un grand nombre de clichés est pris pour chaque session. (Ex : 32 photos à Ironi-bé le 17 octobre à 15h30 contre 82 pour Chiconi début décembre à 17h30). Ce grand nombre de photos est dû à la distance rapprochée du drone par rapport aux colonies, nécessaire pour obtenir une qualité de photo permettant d'identifier tous les individus et nids. De la même manière qu'un puzzle, plus il y a de photos, plus le montage final prend du temps à être réalisé. Il est évident que ce problème sera bientôt résolu à l'aide de technologies qui permettront une qualité identique voire meilleure, en une seule photo de toute la colonie.

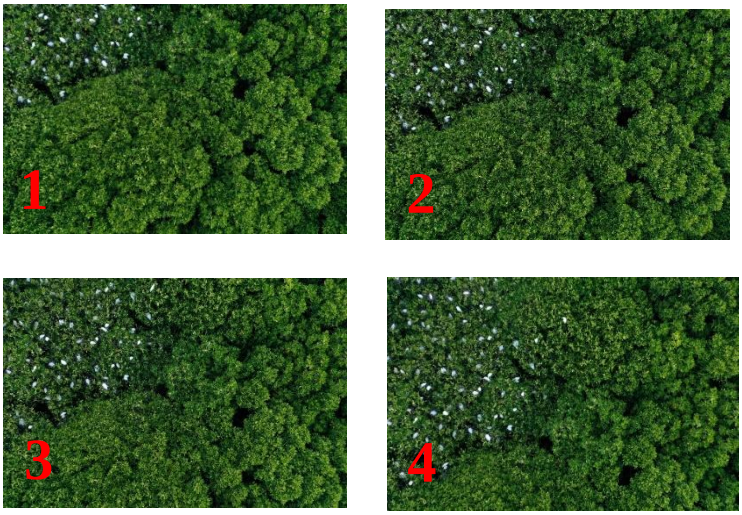
1- Pour autopano

Avant de réaliser un montage photo sur le logiciel autopano, dans le dossier photos et via la visionneuse, toutes les photos doivent être analysées et triées. La première étape consiste à retirer tous les clichés comportant des individus en vol, de manière à éviter que ces individus soient comptés deux fois (possibilité de s'envoler durant la session).

Il s'agit ensuite de tester directement toutes les photographies du dossier trié sur autopano.

Malheureusement, il est possible que le panorama obtenu soit flou. En effet, lors du montage, la superposition d'un trop grand nombre de photographies similaires va avoir pour effet de distordre les oiseaux en mouvement d'une photographie à l'autre, ou de créer des doublons. Dans ce cas, les photographies doivent être retriées afin de réduire ce nombre de photographies similaires. Comme le montrent les photographies ci-dessous, malgré le premier tri (hors autopano), nous disposons encore à cette étape de plusieurs photos présentant des parties de mangrove communes (appelées similaires), ainsi un second tri est primordial afin de sélectionner la plus judicieuse (bordure remarquable, avec le moins d'individus en mouvement et la meilleure exposition).

Illustration :



Les 4 premières photos présentent des parties de mangrove similaires. Dans un soucis technique d'assemblage via autopano, il est nécessaire de réduire le nombre de photos à superposer pour le montage. Si nous assemblons les 4 photos, le logiciel engendrerait des doublons, des artefacts, voire même des distorsions d'individus. Ainsi, seule la photo numéro 4 sera gardée.

Il faudra ensuite répéter cette opération de tri sur toutes les photos similaires, le but étant d'avoir des photos qui ne se superposent pas par la suite. Les photos résultant de la sélection iront dans un dossier appelé « photos sélectionnées ». Une fois cette sélection réalisée, le montage peut débuter.

Si le montage sous autopano est impossible (échec logiciel), il faut utiliser le logiciel GIMP pour réaliser ce même montage manuellement.

2- Pour GIMP

Pour les montages GIMP, la sélection des photos est différente. La partie la plus chronophage du processus étant le calage des bordures des photos sélectionnées, il est important d'effectuer un tri plus poussé qu'avec autopano, afin de limiter les pièces du puzzle (cf II B, p.10).

II – Création du panorama

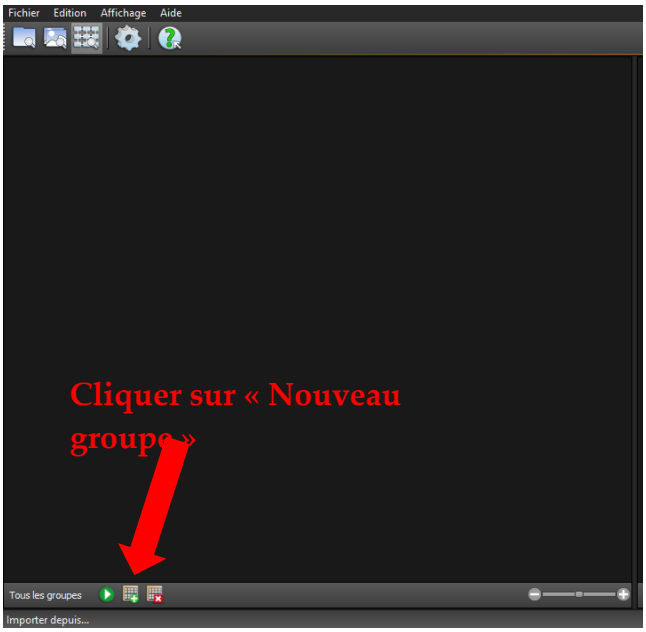
A- Autopano

Lien de téléchargement d'auto pano :

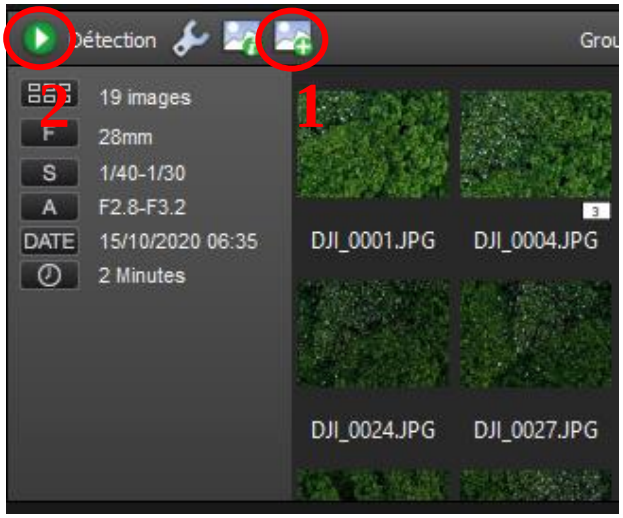
https://www.clubic.com/telecharger-fiche181328-autopano-pro.html

Le logiciel auto pano va permettre de réaliser un assemblage de photos, créant ainsi des panoramas automatiques. Le logiciel peut être utilisé pour les colonies présentes sur des mangroves assez denses et homogènes (Ironi-Bé et Dzoumogné).

Comment l'utiliser ?



Après lancement de autopano, une interface s'ouvre, il faut créer un nouveau projet (nouveau groupe). Une fenêtre va alors s'ouvrir. Elle va permettre d'importer les photos à assembler.

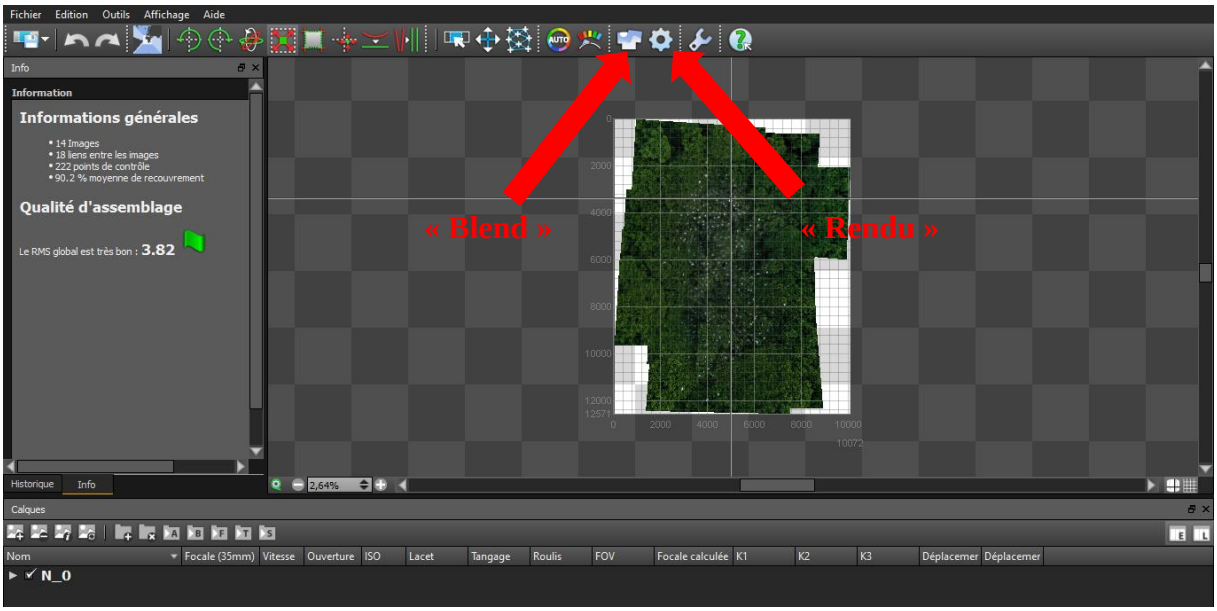


Après importation des photos (1), il est possible de lancer la détection (2). Le logiciel va alors trouver des points de montage sur chaque photo et créer un ou plusieurs panoramas sur la droite de l'écran

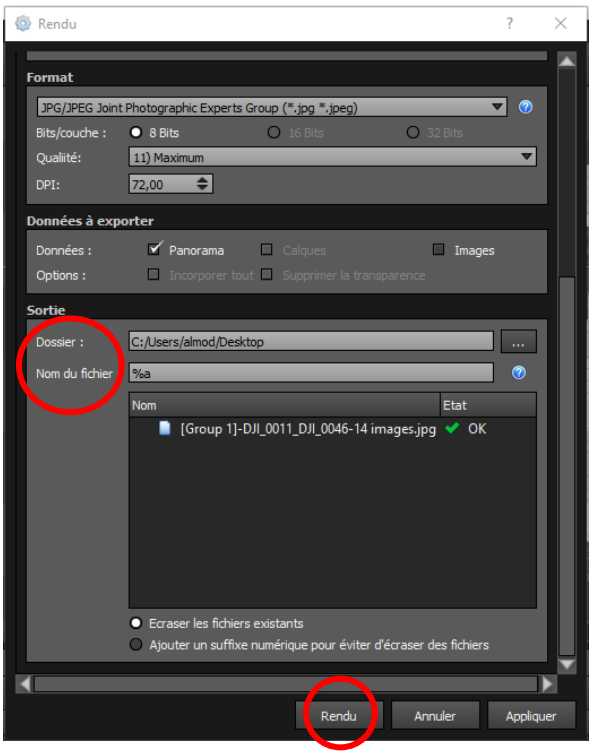
Dans le meilleur des cas, le logiciel a réussi à créer un seul panorama de toute la colonie (visible à la droite de l'écran). Cependant, avant de l'enregistrer il est nécessaire de passer par une étape d'amélioration de la photo.

Pour ce faire, il faut double-cliquer sur le diaporama à droite. Une nouvelle fenêtre s'ouvre. La fonctionnalité la plus utile va être le « blend ».

En effet, il est possible de voir des oiseaux flous, ou en double, on les appelle les fantômes. Il est possible de les éliminer en cliquant sur le bouton « blend ».



Enfin, lorsque le panorama est prêt, cliquer sur le bouton « rendu ». Celui-ci permet d'enregistrer le panorama dans un dossier choisi.



Enregistrer le diaporama dans un dossier « montage », à côté du dossier « photos sélectionnées ».

Le nom du panorama sera composé du préfixe pano, puis des deux premières lettres de la colonie et enfin la date et l'heure.

Exemple : pano-IR-151020-5h30

Enfin, recliquer sur « rendu ».

Attention la photo étant assez lourde, la création du panorama peut prendre quelques minutes.

Si un seul panorama est obtenu, le montage peut commencer !

B- GIMP

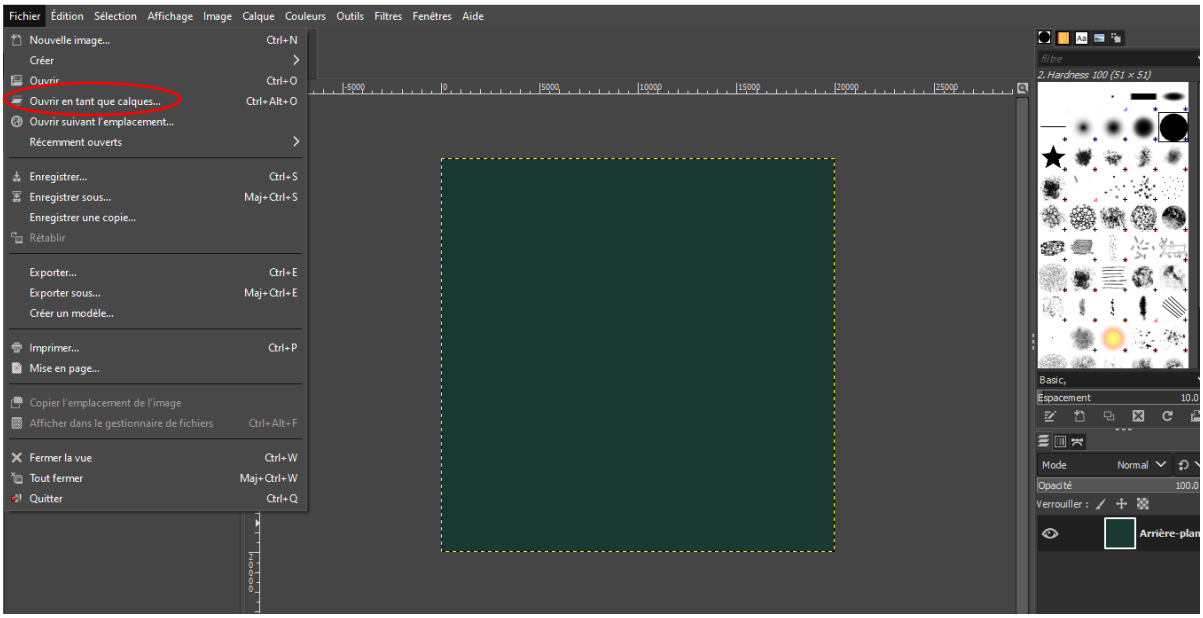
Dans le cas où autopanno créé 2 ou 3 parties du panorama, ou alors s'il ne trouve pas de points de coïncidence du tout, (généralement à cause de différences entre les hauteurs et les angles des photos), le montage doit être effectué manuellement, sous gimp.

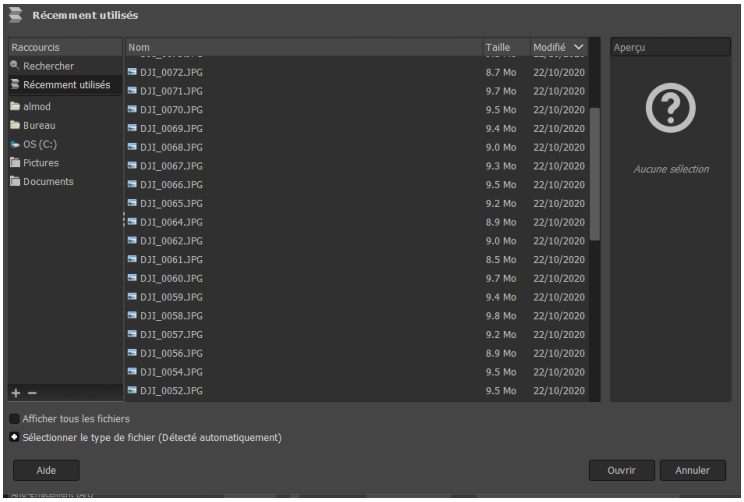
Lien de téléchargement GIMP : https://www.gimp.org/downloads/devel/

Comment réaliser un montage manuel sur GIMP ?

Après ouverture de l'application, cliquer sur fichier puis nouvelle image, la taille de l'image en nombre de pixels est demandée. Les projets étant assez volumineux, entre 15000x15000 et 20000x20000 pixels (dépendant de la taille de la colonie) sont nécessaires pour avoir la place de monter toutes les photos.

Ensuite, il faut importer les photos en tant que calques.





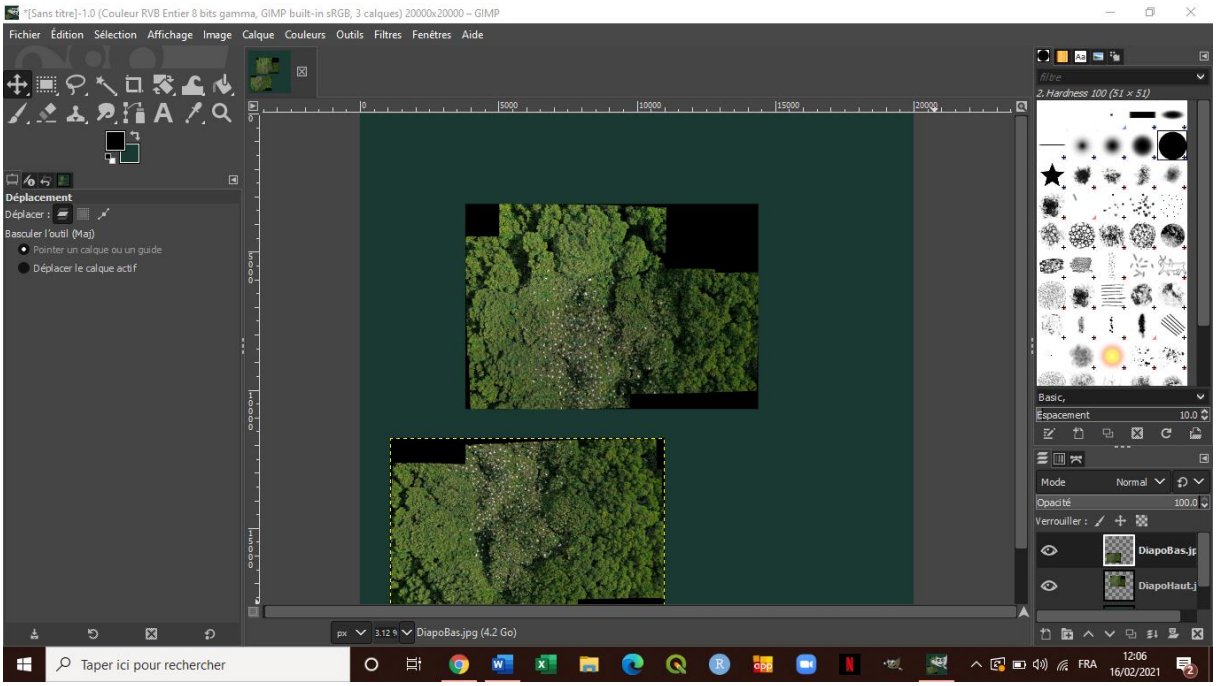
Cliquer sur les photos sélectionnées antérieurement puis sur « Ouvrir ».

Pour Ironi-Bé, seules 2 photos sont nécessaires pour reconstruire le panorama complet

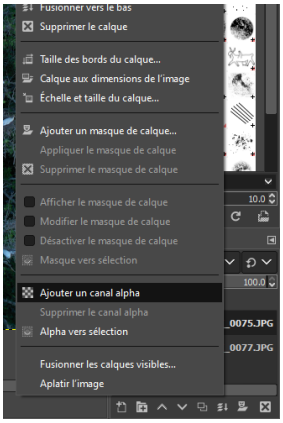
Une fois les photos importées, l'assemblage peut commencer.

Pour l'assemblage des différents calques, deux outils sont particulièrement utiles : l'outil de déplacement et l'outil gomme.

Après importation, les calques vont se superposer les uns par-dessus les autres. Pour y voir plus clair, la première chose à faire est d'étaler tous les calques dans la fenêtre d'édition. Pour cela : utiliser l'outil de **déplacement**, glisser un par un les calques sur toute la surface de la zone de travail.

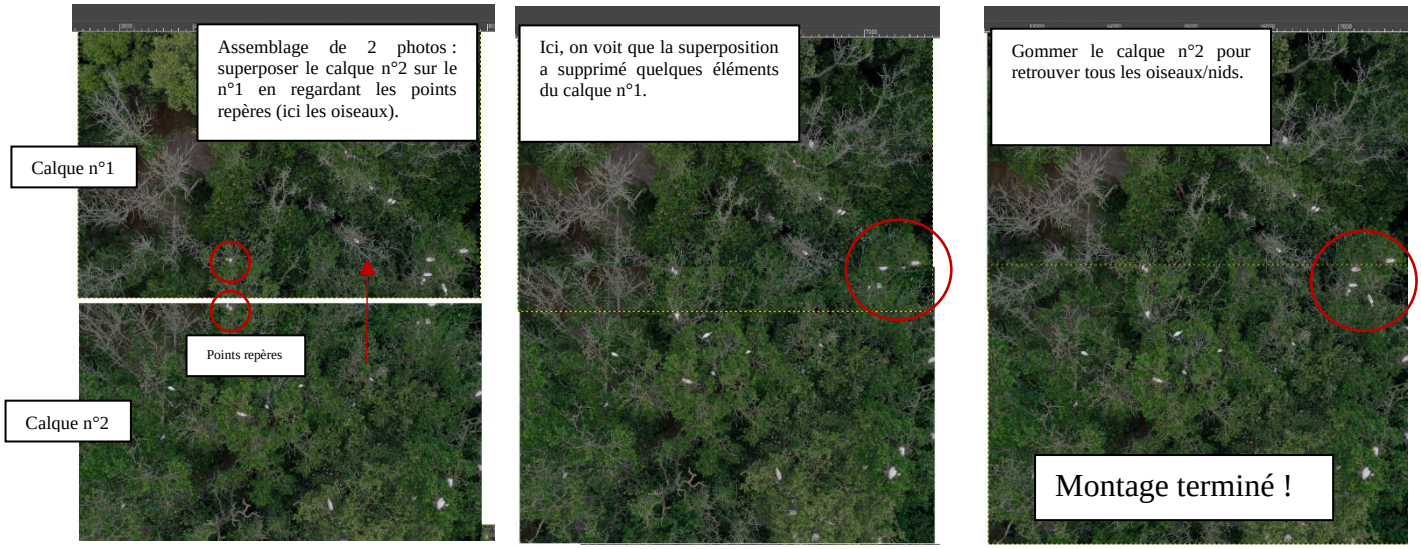


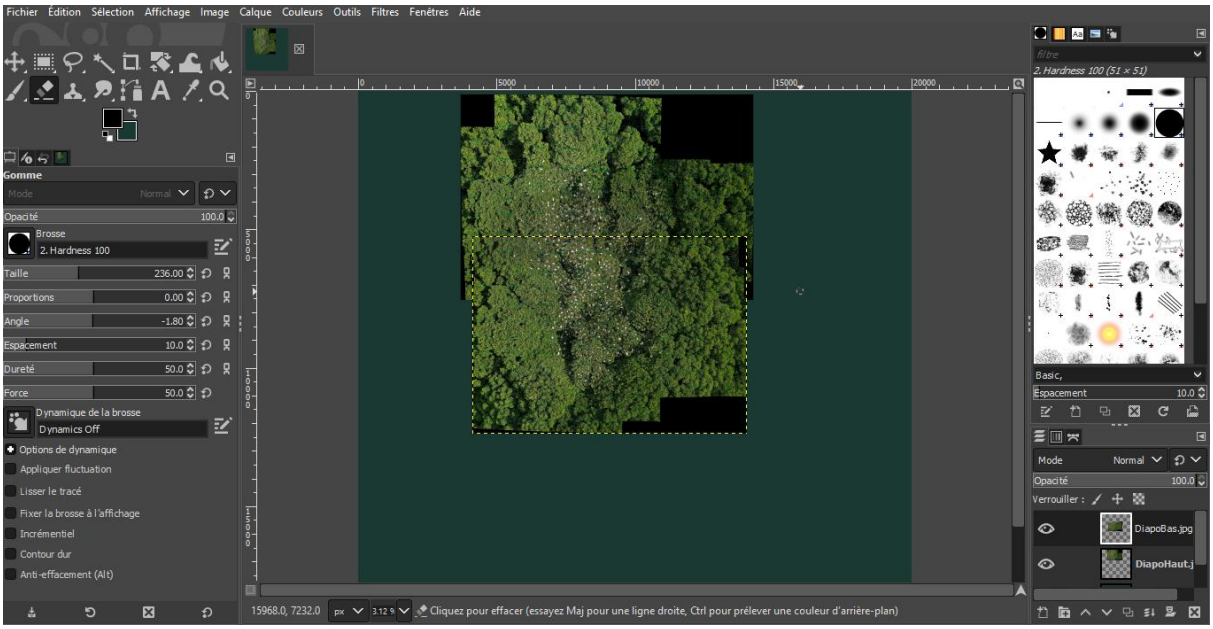
Ensuite, il faut aligner les images comme un puzzle, et faire manuellement ce qu'autopano fait automatiquement : trouver les points d'assemblage des différentes photos. Cette étape peut être assez difficile à réaliser : photos pas orientées de la bonne façon, bien faire attention de repérer de tous les nids etc. Le plus important reste de trouver sur 2 photos un point repère (souvent un nid) et de les assembler en évitant de créer des doublons de nid ou d'individus. Si un doublon se créé dû à l'orientation de la photo, le gommer.



Parfois, les photos ne peuvent s'assembler correctement (bords noirs, mauvais angle de vu…) il faut gommer ce qui dérange. Nous utiliserons alors l'outil gomme. Mais avant de gommer un calque, il est obligatoire de le définir en tant que « calque canal alpha ». Il suffit de faire un clic droit sur le calque à gommer en bas à droite de l'écran et sélectionner « ajouter un canal alpha ».

Exemple avec Chiconi :





Une fois l'assemblage fini, l'exporter en allant dans « fichier », « exporter sous ». Répéter la même opération que sous autopano.

III - Photo-comptage

A- QGIS

Pour le photocomptage, le logiciel Qgis est utilisé. Il va permettre de pointer chaque entité (individu et nid) tout en leur attribuant des informations supplémentaires.

Sous Qgis, après avoir lancé un nouveau projet, ouvrir le panorama en tant que fichier raster. Le comptage comprendra, les nids de Crabiers blancs, les individus Crabiers blancs (CB) et les individus non identifiés (NA). Les hérons garde bœufs ne sont pas compté dans le suivi « expérimentale ». Cela prendrait trop de temps.

1- Pointage individu CB

Pour compter les individus CB :

- Créer un vecteur **point** « Comptage_CB »
- L'enregistrer dans un dossier « Couche QGIS » à côté du dossier de montage photo
- Ajouter dans la table attributaire un champ « Stade » en format texte

	id	Stade
1	NULL	J
2	NULL	J
3	NULL	J
4	NULL	J
5	NULL	J
6	NULL	J
7	NULL	J
8	NULL	J
9	NULL	J
10	NULL	J
11	NULL	A
12	NULL	A

Après la création de ce vecteur, pointer tous les individus Crabiers blancs identifiables sur le panorama. Si l'individu est juvénile écrire dans le champ « Stade » « J », s'il est adulte, écrire « A ».

Si un individu est non identifiable (*cf. Clé de détermination CB_HGB)* :

- Créer un vecteur **point** « NI »
- L'enregistrer dans un dossier « Couche QGIS » à côté du dossier de montage photo
- Pointer l'individu

2- Comptage nids CB

Après avoir pointé les individus CB, pointer les nids de Crabiers blancs. Un nid est considéré « Nid CB » uniquement lorsqu'un individu CB (adulte ou juvénile) se trouve dessus. Pointer d'abord les individus permettra un comptage des nids plus facile, de plus, le deuxième passage nid permet de détecter des possibles oublis d'individus.

- Créer un vecteur **point** « Pointage_Nids »
- L'enregistrer dans un dossier « Couche QGIS » à côté du dossier de montage photo
- Ajouter dans la table attributaire 4 champs :

	id	Nid vide	Nbr Adulte	Nbr Jeune	Nbr oeuf
1	NULL	NON	2	0	0
2	NULL	NON	2	0	0
3	NULL	NON	1	2	0
4	NULL	NON	1	2	0
5	NULL	NON	1	2	0
6	NULL	NON	1	2	0
7	NULL	NON	1	2	0
8	NULL	NON	1	2	0

Exemples :

1 : Ici, pointer le nid en tant que nid CB « non vide », « 1 adulte », « 0 jeune », « 0 œuf »

2 : Ici, on voit un juvénile de CB, cependant, l'adulte n'est pas complètement sur le nid, impossible de dire si celui-ci lui appartient. Pointer le nid en tant que nid CB « non vide », « 0 adulte », « 1 jeune » « 0 œuf »

3 : Pointer le nid en tant que « nid vide »

Annexe 3 : tableaux de calcul pour l'indicateur

Évolution numérique	Déclin	Diminution modérée	Stabilité relative	Augmentation modérée	Forte augmentation
Seuils	-50 %]	]-50 à -20 %]	]-20 à +20 %[	[+20 à +50 %[	[+50 %
Production en jeunes	Très mauvaise à Nulle	Mauvaise (ou Faible)	Moyenne (ou Médiocre)	Bonne	Très bonne (ou Excellente)
Seuils	Variable	Variable	Variable	Variable	Variable
Couleur	Rouge	Orange	Jaune	Vert	Bleu

Catégories	Mauvais	Moyen	Bon	Coef. de pond.
Indice Nombre de couples certains installés	En diminution significative par rapport à l'année précédente	Pas de différence significative avec l'année précédente	En augmentation significative par rapport à l'année précédente	2
Points attribués	0 point	1,5 points	2 points	

Annexe 4 : scripts R et AIC

Annexe 4a : GAM

```
# en ajoutant effet jour.
GAM7<-gam(Nbr_Jeune ~
            s(HeureNum,k=6)
          + Jour,
          data=tab, family=poisson)

AIC(GAM7)
plot(GAM7)

AIC(GAM7,GAM6,GAM5,GAM4)
#test GAM7 avec nombre de nids
GAM8<-gam(Nbr_Nid_CB ~
            s(HeureNum,k=6)
          + Jour,
          data=tab, family=poisson)

AIC(GAM8)
plot(GAM8)
```

```
             df      AIC
GAM7 10.726904 200.7265
GAM6  6.726904 622.2233
GAM5  5.903141 409.0692
GAM4  7.903141 413.0692
```

Annexe 4b : Simulation Rmark

```r
install.packages("RMark")

library(RMark)
library(openxlsx)
library(ggplot2)
################################
# function to create capture history character strings (need for input to RMARK)

pasty <- function(x){
  k <- ncol(x)
  n <- nrow(x)
  out <- array(dim=n)
  for(i in 1:n){
    out[i] <- paste(x[i,], collapse="")
  }
  return(out)      }



# Define function to simulate data under M0 (à partir de Kery)
data.fn <- function(N = 50, p = 0.6, T = K2){
  yfull <- yobs <- array(NA, dim = c(N, T) )
  for (j in 1:T){
    yfull[,j] <- rbinom(n = N, size = 1, prob = p)
  }
  ever.detected <- apply(yfull, 1, max)
  124
  C <- sum(ever.detected)
  yobs <- yfull[ever.detected == 1,]
  cat(C, "out of", N, "animals present were detected.\n")
  return(list(N = N, p = p, C = C, T = T, yfull = yfull, yobs = yobs))
}



################################
# les parametres pour simulations


nbsimul=100 # nombre de simulations pour chaque occasion de capture K
kmax=6  # nombre d'occasions de capture max


################################
# création de matrices pour intégrer les valeurs obtenues lors des boucles
N_CMR<-matrix(NA,nrow=nbsimul,ncol=kmax)
se_CMR<-matrix(NA,nrow=nbsimul,ncol=kmax)
cv_CMR<-matrix(NA,nrow=nbsimul,ncol=kmax)


# les boucles

for(K2 in 2:kmax)
{

  for (simul in 1:nbsimul)
  {

    data <- data.fn()
    chprov<-pasty(data$yobs)


    # les données pour RMARK
    data <- data.frame(ch = chprov)
    model.1=mark(data = data, model="Closed")


    # remplissage des matrices avec les valeurs estimées à chaque boucle
    N_CMR[simul,K2]<-model.1$results$derived$'N Population Size'$estimate
    se_CMR[simul,K2]<-model.1$results$derived$'N Population Size'$se
    cv_CMR[simul,K2]<-(se_CMR[simul,K2]/N_CMR[simul,K2])

  }

}

#############################
# export des valeurs
write.csv2(cv_CMR,'result_cv.csv')
```

Annexe 4c : ACM, script et résultats

```
##installation packages##

install.packages("Factoshiny")
install.packages(c("Rcmdr" , "RcmdrPlugin.FactoMineR"))
install(Factoshiny)
#####librairies####

library(openxlsx)
library(FactoMineR)
library(Factoshiny)
#####Importation Fichiers#####
tab <- read.xlsx("Tab_7_11_13.xlsx")
tab2 <- read.xlsx("Tab_Test2_7_11_13.xlsx")
summary(tab)
res <- Factoshiny(tab)
res <- Factoshiny(tab2)
```

```
Eigenvalues
                       Dim.1   Dim.2   Dim.3   Dim.4   Dim.5   Dim.6   Dim.7   Dim.8   Dim.9  Dim.10  Dim.11  Dim.12
Variance               0.557   0.457   0.394   0.385   0.348   0.337   0.328   0.319   0.279   0.254   0.194   0.148
% of var.             13.920  11.429   9.850   9.622   8.696   8.417   8.202   7.980   6.983   6.345   4.851   3.705
Cumulative % of var.  13.920  25.350  35.200  44.821  53.517  61.934  70.136  78.116  85.099  91.444  96.295 100.000

Individuals (the 15 first)
            Dim.1    ctr   cos2    Dim.2    ctr   cos2    Dim.3    ctr   cos2
1        |  0.691  0.243  0.132 |  0.471  0.138  0.061 | -0.275  0.055  0.021 |
2        |  0.691  0.243  0.132 |  0.471  0.138  0.061 | -0.275  0.055  0.021 |
3        |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
4        |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
5        |  0.635  0.206  0.072 |  0.792  0.390  0.112 |  0.479  0.165  0.041 |
6        |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
7        |  0.691  0.243  0.132 |  0.471  0.138  0.061 | -0.275  0.055  0.021 |
8        |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
9        |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
10       |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
11       |  1.113  0.632  0.137 |  0.383  0.091  0.016 | -0.668  0.322  0.049 |
12       |  0.691  0.243  0.132 |  0.471  0.138  0.061 | -0.275  0.055  0.021 |
13       |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
14       |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |
15       |  1.259  0.808  0.371 |  0.408  0.104  0.039 |  0.657  0.311  0.101 |

Categories
             Dim.1     ctr    cos2  v.test     Dim.2     ctr    cos2  v.test     Dim.3     ctr    cos2  v.test
11h      |  -1.061  13.390   0.279  -9.899 |  -1.139  18.800   0.322 -10.629 |   0.024   0.010   0.000   0.223 |
13h      |  -0.014   0.001   0.000  -0.084 |   0.266   0.497   0.008   1.628 |  -0.317   0.820   0.011  -1.941 |
15h      |  -0.713   5.441   0.111  -6.233 |   1.013  13.398   0.224   8.863 |  -0.317   1.517   0.022  -2.769 |
17h      |   0.590   2.845   0.055   4.395 |  -0.421   1.763   0.028  -3.135 |   1.616  30.133   0.412  12.031 |
7h       |   0.411   1.493   0.029   3.205 |   1.064  12.196   0.196   8.300 |   0.506   3.197   0.044   3.945 |
9h       |   0.822   9.774   0.215   8.692 |  -0.333   1.949   0.035  -3.517 |  -0.880  15.836   0.247  -9.307 |
E        |   1.354  20.897   0.431  12.301 |  -0.093   0.120   0.002  -0.846 |   0.929  13.889   0.203   8.436 |
E        |  -1.074   9.803   0.191  -8.185 |   1.324  18.159   0.290  10.094 |   0.178   0.379   0.005   1.354 |
H        |  -0.041   0.011   0.000  -0.267 |   0.686   3.701   0.057   4.469 |   0.594   3.221   0.043   3.870 |
M        |   1.028   3.234   0.057   4.470 |  -0.144   0.077   0.001  -0.625 |  -1.566  10.611   0.132  -6.812 |
NI       |   0.083   0.124   0.003   1.018 |   0.034   0.026   0.001   0.424 |  -0.827  17.407   0.294 -10.165 |
NI       |  -0.789   0.212   0.004  -1.117 |   2.934   3.566   0.049   4.155 |   0.909   0.398   0.005   1.288 |
NV       |  -0.862   8.969   0.188  -8.117 |  -1.309  25.212   0.433 -12.330 |   0.286   1.398   0.021   2.696 |
Chiconi  |   1.052  17.517   0.398  11.815 |  -0.143   0.393   0.007  -1.604 |  -0.198   0.872   0.014  -2.218 |
Ironi-Bé |  -0.378   6.290   0.398 -11.815 |   0.051   0.141   0.007   1.604 |   0.071   0.313   0.014   2.218 |

Categorical variables (eta2)
           Dim.1 Dim.2 Dim.3 |
Heure    | 0.550 0.667 0.609 |
Cause    | 0.722 0.698 0.559 |
Colonie  | 0.398 0.007 0.014 |
```

Résumé :

Le suivi des populations d'oiseaux est un travail fastidieux, nécessaire pour estimer des tendances de suivi interannuelles. Sur l'île de Mayotte, l'association GEPOMAY en partenariat avec le CEFE suit annuellement une espèce d'oiseau classée en danger critique d'extinction au niveau national : le **Crabier blanc**. Nichant dans les mangroves sur la cime des palétuviers, le suivi des colonies de Crabier blanc se fait par survol drone puis par photo comptage. Cette méthode de suivi, estimée être la meilleure, est cependant encline à la création de nombreux biais. Cette année, une étude pilote a été réalisée afin de tester l'efficacité du protocole de suivi des nids et des juvéniles de Crabiers blancs. Celle-ci a permis la réalisation d'un suivi innovant par CMR sur les nids de crabiers. L'étude réalisée sur les mangroves de Chiconi et d'Ironi-Bé a aussi mis en lumière de forte variations de détection des nids au cours d'une journée (0,45>p>0,75), et une simulation sous Rmark a permis d'estimer que deux à trois survols étaient nécessaires pour obtenir une estimation précise du nombre de nids. Ces résultats ont finalement permis d'établir des préconisations pour un suivi annuel plus précis, afin de créer un indicateur permettant l'estimation de tendances interannuelles.

Abstract :

Monitoring bird populations is a tedious task, useful to estimate interannual monitoring trends. On Mayotte island, the association GEPOMAY in partnership with the CEFE, monitors annually a critically endangered bird species classified at a national level**: the Madagascar Pond Heron**. Nesting on the top of mangrove trees, Madagascar Pond Heron's colonies are monitored by drone flight and photo counting. This monitoring method, thought to be the best, is however prone to the creation of many biases. This year, a pilot study was conducted to test the efficiency of the monitoring protocol of nests and juveniles of the Madagascar Pond Heron. This study allowed the realization of an innovative monitoring by CMR on the crabber's nests. The study carried out on the mangroves of Chiconi and Ironi-Bé also highlighted strong variations in the detection of nests during a day (0.45>p>0.75), and a simulation under Rmark made it possible to estimate that two to three overflights were necessary to obtain an accurate estimate of nests number. These results finally allowed us to establish recommendations for a more precise annual monitoring, in order to create an indicator allowing the estimation of interannual trends.