



LA MISE EN JACHÈRE COMME OUTIL D'ATTÉNUATION DES MALADIES DANS LES INSTALLATIONS DE PISCICULTURE MARINE EN COLOMBIE-BRITANNIQUE

Contexte

La Division de la gestion de l'aquaculture (DGA) de Pêches et Océans Canada (MPO) est le principal organisme de réglementation de la gestion de l'aquaculture en Colombie-Britannique. Sous la supervision des organismes de réglementation provinciaux et fédéraux, le régime de gestion de l'aquaculture en Colombie-Britannique est robuste et complexe. Les permis sont le principal outil utilisé pour gérer cette pêche et ils sont délivrés en vertu du Règlement du Pacifique sur l'aquaculture et de la *Loi sur les pêches*. La DGA délivre des permis à des écloséries et installations de production à terre et des sites de pisciculture et de conchyliculture en milieu marin, dont environ 111 exploitations de pisciculture marine, lesquelles sont au cœur du présent examen.

Actuellement, la DGA exige que les exploitations soient mises en jachère avant de les réempoissonner lorsque les impacts benthiques dépassent les niveaux acceptables, afin de garantir le rétablissement des fonds marins. Il est également intéressant de déterminer si une période de mise en jachère basée sur la présence d'agents pathogènes ou de maladies serait avantageuse pour réduire le risque de transmission entre les cycles de production, en plus d'autres outils de gestion de la santé. Cette période de mise en jachère pourrait être exigée pour toutes les exploitations à titre de précaution, ou pourrait être basée sur le rendement et être appliquée uniquement en cas de maladie active. Pour soutenir la prise de décisions de la DGA, une compréhension basée sur la science est nécessaire afin de déterminer les facteurs qui contribuent aux avantages de la mise en jachère dans le contexte de la Colombie-Britannique.

La mise en jachère à l'échelle de l'exploitation et de la zone a été utilisée dans d'autres pays comme stratégie pour réduire la transmission des agents pathogènes infectieux entre les cycles de production (Bron *et al.* 1993, Kilburn *et al.* 2012, McVicar 1987, Murray 2006; Rae 2002; Werkman *et al.* 2011, Wheatley *et al.* 1995). Par exemple, Price *et al.* (2017) ont constaté qu'une mise en jachère de 3 mois à l'échelle de l'exploitation était efficace pour réduire de manière considérable le risque de septicémie rickettsienne des salmonidés (SRS) entre les cycles de production dans des sites d'exploitation au Chili. Cependant, l'effet de la mise en jachère à l'échelle de l'exploitation et de la zone n'a pas été évalué pour la plupart des agents pathogènes qui sont endémiques aux eaux de la Colombie-Britannique. Bien que la mise en jachère soit pratiquée volontairement en Colombie-Britannique, elle n'est pas réglementée.

La DGA a demandé à la Direction des sciences du MPO d'évaluer les connaissances actuelles sur les agents pathogènes infectieux présents dans les fermes d'élevage de saumon atlantique et de saumon chinook de la Colombie-Britannique, afin de déterminer si la mise en jachère peut réussir à limiter la transmission des agents pathogènes entre les cycles de production. La diminution des agents pathogènes et des maladies dans les fermes d'élevage peut également réduire le risque de transmission au saumon sauvage.

L'évaluation et les avis découlant de ce processus de réponse des Sciences du Secrétariat canadien des avis scientifiques (SCAS) serviront à orienter la DGA sur l'utilisation de la mise en jachère comme outil de gestion efficace pour limiter la transmission d'agents pathogènes dans les fermes d'élevage de pisciculture en Colombie-Britannique. L'avis peut se refléter dans les conditions de permis dont la mise à jour est prévue en 2022, et pourrait guider la gestion par zone.

La présente réponse scientifique résulte du processus de réponse des Sciences régional du 15 juin 2021 sur la mise en jachère comme outil d'atténuation des maladies dans les installations de poissons marins.

Renseignements de base

Comme indiqué dans le cadre de référence, le document de travail suivant sera examiné et servira de fondement aux discussions et aux avis sur les objectifs précis décrits ci-dessous.

1. Pour les élevages de saumon atlantique et de saumon chinook de la Colombie-Britannique, résumer ce que l'on connaît de l'efficacité de la mise en jachère entre les cycles de production pour limiter la transmission, en considérant la capacité de survie et le cycle biologique des agents infectieux suivants :
 - *Aeromonas salmonicida* (associé à la furonculose)
 - *Piscirickettsia salmonis* (associé à la septicémie rickettsienne des salmonidés [SRS])
 - *Renibacterium salmoninarum* (associé à la maladie bactérienne du rein [MBR])
 - *Yersinia ruckeri* (associé à la maladie entérique de la bouche rouge)
 - Orthoréovirus pisciaire [RVP-1](associé à l'inflammation des muscles squelettiques et cardiaques [IMSC] et au syndrome de la jaunisse)
 - *Moritella viscosa* (associé à l'ulcère d'hiver)
 - *Tenacibaculum maritimum* (associé à la pourriture de la bouche)
 - Virus de la septicémie hémorragique virale (associé à la septicémie hémorragique virale [vSHV])
 - Virus de nécrose hématopoïétique infectieuse (associé à la nécrose hématopoïétique infectieuse [NHI])
 - Pou de mer (*Lepeophtheirus salmonis*)
2. Fournir des informations sur la durée appropriée de la période de jachère pour que celle-ci soit réussie pour chaque agent.
3. Fournir des informations sur les facteurs contrôlables (p. ex., les pratiques de fermes d'élevage) et incontrôlables (p. ex., les conditions environnementales, les réservoirs d'hôtes) qui contribueront à l'efficacité de la mise en jachère.
4. Examiner et cerner les incertitudes relatives aux données et aux méthodes.

La réponse prend en compte les neuf pathogènes évalués pour les exploitations de Discovery Island en réponse à la recommandation n° 19 de Cohen 2012 (1. *Aeromonas salmonicida*, 2. *Piscirickettsia salmonis*, 3. *Renibacterium salmoninarum*, 4. *Yersinia ruckeri*, 5. Orthoréovirus pisciaire, 6. *Moritella viscosa*, 7. *Tenacibaculum maritimum*, 8. Virus de la septicémie hémorragique virale, 9. Virus infectieux de nécrose hématopoïétique) ainsi que le pou de mer. Les facteurs contribuant au succès de la mise en jachère sur lesquels l'exploitation peut agir

(p. ex., le nettoyage ou l'enlèvement des filets) et ceux qui sont impossibles à gérer (p. ex., la température de l'eau ou les vecteurs de poissons sauvages) doivent être identifiés.

Analyse et réponse

Dans les ouvrages scientifiques, ainsi que dans les réglementations provinciales, nationales et internationales relatives à la santé des poissons, la pratique de la mise en jachère des sites de parcs en filet entre les générations de poissons est généralement identifiée comme une mesure préventive qui réduit le risque de transmission d'agents infectieux d'une génération de poissons à la suivante. Dans les situations où on procède à une mise en jachère coordonnée de sites d'exploitation dans une zone géographique particulière, cette pratique est également considérée comme une méthode permettant de réduire de manière importante l'abondance d'agents pathogènes ou de maladies particulières dans ces zones. Bien qu'il soit logique de supposer que la mise en jachère permettra dans une certaine mesure d'atteindre les objectifs susmentionnés, il existe très peu de preuves scientifiques permettant d'évaluer l'efficacité de cette technique en tant que stratégie de gestion sanitaire visant à limiter le risque de transmission d'agents infectieux entre les cycles de production dans les sites de cages en mer.

En ce qui concerne l'établissement de la durée de la mise en jachère pour ces sites, on ne précise généralement pas comment les décisions sur les durées de la jachère que l'on trouve dans les règlements et les permis ont été prises et dans quelle mesure des preuves scientifiques ont été utilisées pour étayer ces décisions. Dans de nombreux cas, la réglementation laisse à l'autorité compétente le soin de déterminer la durée appropriée de la jachère, qui varie en fonction de la situation. La plupart des règlements font référence à l'utilisation de décisions basées sur le risque pour déterminer si la mise en jachère doit être utilisée et si oui, quelle doit être sa durée.

Par exemple, l'Organisation mondiale de la santé animale (OIE) déclare que « la durée de la période de vide sanitaire [mise en jachère] réglementaire doit se fonder sur des preuves scientifiques établissant la probabilité qu'un agent pathogène reste infectieux à l'extérieur de son ou de ses hôtes, et se maintienne dans le milieu aquatique environnant, à un niveau suffisant pour rendre inacceptable le risque de réinfection de l'établissement d'aquaculture. Il convient de tenir compte de l'étendue du foyer de maladie, de l'existence d'hôtes alternatifs dans le milieu environnant, des caractéristiques de survie et d'infectiosité de l'agent pathogène, et des facteurs climatologiques, géographiques et hydrographiques locaux. En outre, le niveau de risque encouru à plus large échelle par l'industrie aquacole locale et par les ressources aquatiques devrait être adjoint. Une procédure d'appréciation des risques conçue scientifiquement peut aider à déterminer la durée de la période de vide sanitaire. » (OIE 2021)

Le présent document fait le point sur ce que l'on connaît de l'efficacité de la mise en jachère comme méthode de lutte contre les maladies pour réduire le risque de transmission d'agents infectieux entre les cycles de production dans les systèmes marins de parcs en filet. Les facteurs qui doivent être pris en compte lors de l'établissement de la durée des périodes de jachère et qui contribuent à l'efficacité de la mise en jachère sont également examinés.

Examen de l'efficacité de la mise en jachère

Seules quelques études ont évalué l'efficacité de la mise en jachère comme pratique de gestion pour réduire la transmission des pathogènes infectieux entre les cycles de production dans l'aquaculture marine en cage. Ces études sont présentées ci-dessous.

Maladies virales

Rodger et Mitchell (2007) ont réalisé une analyse épidémiologique de la maladie du pancréas (MP) dans les élevages de saumon irlandais sur une période de deux ans. Dans leur étude, la mise en jachère était définie comme un dépeuplement du site pendant au moins 4 à 6 semaines. Ces auteurs ont signalé une probabilité accrue de survenue de la MP des taux de mortalité élevés associés à la mise en jachère. Ils ont avancé plusieurs raisons pour expliquer ces observations, notamment le fait que les sites qui avaient récemment connu des foyers de MP étaient plus susceptibles d'avoir été mis en jachère, que des facteurs autres que la rupture du cycle de la maladie et la réduction de l'accumulation de matériel infectieux sont plus importants pour déclencher des foyers de MP, et que le virus de la maladie du pancréas peut avoir été conservé dans des exploitations adjacentes qui n'étaient pas mises en jachère simultanément.

Maladies bactériennes

Wheatley *et al.* (1995) ont examiné les associations entre les pratiques de gestion de site et les mortalités dans les élevages de saumon irlandais sur une période de 34 ans. Dans leur étude, la mise en jachère était définie comme le retrait de tous les stocks pendant au moins 3 semaines avant l'introduction des saumoneaux. Ces auteurs ont rapporté que la mortalité totale était significativement plus élevée les années où les sites : 1) n'étaient pas mis en jachère, 2) étaient occupés par plusieurs générations 3) pratiquaient l'abattage sur place et 4) nécessitaient le déplacement du personnel d'un site à l'autre pendant leur période de travail. Ils n'ont cependant pas été en mesure de déterminer les effets individuels de ces pratiques sur les taux de mortalité, celles-ci se produisant souvent en parallèle.

Ces auteurs ont également rapporté que les années de mise en jachère ont démontré une mortalité due à la vibriose nettement inférieure à celle des années sans mise en jachère, et qu'il y avait quelques preuves d'une réduction de la mortalité due à la maladie du pancréas, mais qui n'était pas vraiment notable. Toutefois, aucune différence majeure n'a été constatée entre les sites en jachère et les autres sites quant au nombre moyen d'occasions des traitements antibiotiques et au nombre moyen des isollements de *Vibrio* spp. et d'*Aeromonas salmonicida*. Ces auteurs ont proposé plusieurs mécanismes pour expliquer la baisse de la mortalité totale et de la mortalité due à la vibriose sur les sites en jachère, notamment : l'amélioration des conditions sédimentaires, la réduction de la charge pathogène sur le site ou la réduction du besoin de chimiothérapie pour le traitement des infestations de poux de mer.

Olivares et Marshall (Olivares and Marshall 2010) ont utilisé la réaction en chaîne de la polymérase en temps réel (PCR) pour détecter et quantifier la quantité d'ADN de *Piscirickettsia salmonis* (unités bactériennes) dans les échantillons d'eau de mer provenant des sites d'élevage touchés. Des échantillons d'eau de la surface et de 5 mètres de profondeur ont été prélevés tous les 10 jours sur une période de 40 jours dans une exploitation dépeuplée située dans une zone de maladie active dans le sud du Chili. Ces auteurs ont rapporté que le nombre d'unités bactériennes dans l'eau de l'exploitation a diminué jusqu'à atteindre 0 au 50^e jour, ce qui les a amenés à déclarer qu'une « période de jachère de 50 jours après le dépeuplement semble être appropriée » dans les conditions qui ont prévalu pendant leur étude.

Au Chili, les stratégies de lutte contre la SRS comprennent un ensemencement coordonné et une période de jachère de 3 mois après la récolte dans des zones bien définies où des activités de gestion sanitaire coordonnées sont entreprises (Anonyme 2008, 2009).

En utilisant les registres des entreprises, Price *et al.* (Price *et al.* 2017) ont évalué l'effet de la durée de la période de jachère sur le risque de piscirickettsiose (SRS) pendant les 24 premières semaines du cycle de production sur une période de 7 ans au Chili. Ils ont également examiné

le risque de SRS pour les cycles de production dans les exploitations qui ont signalé, ou non, la maladie immédiatement dans le cycle qui a précédé la mise en jachère. Après avoir pris en compte la pression infectieuse externe exercée par les exploitations voisines, ces auteurs ont indiqué qu'aucune différence notable n'existait entre le risque de SRS pour les exploitations de saumon atlantique et de truite arc-en-ciel ayant déclaré la maladie au cours du cycle précédent et le groupe témoin, lorsque ces exploitations étaient en jachère pendant plus de trois mois. Les périodes de jachère plus courtes n'ont pu être évaluées que pour les élevages de truites arc-en-ciel et la tendance de leurs données suggère qu'une période de jachère de moins de 3 mois est associée à un risque plus élevé de SRS. Ces auteurs ont conclu que « la mise en jachère pendant 3 mois est probablement suffisante pour réduire le risque de SRS dû à un effet de rémanence des bactéries provenant du cycle de production précédent ».

Boerlage *et al.* (Boerlage *et al.* 2018) ont étudié les facteurs de risque associés au délai d'apparition du premier cas clinique de MBR dans la baie de Fundy, au Nouveau-Brunswick, pour la période de 2006 à 2012. Dans leur étude, ni la durée de la période de jachère ni la présence de MBR dans le cycle de site précédent n'ont eu d'effet détectable sur le risque de MBR. Wallace *et al.* (2011) ont examiné l'efficacité de la mise en jachère sur les cages pour rompre les cycles d'infection par *Rennibacterium salmoninarum* dans la production de truites d'eau douce en Écosse. Selon ces auteurs, l'éradication de l'infection par la mise en jachère des cages n'est pas réalisable.

Murray *et al.* (Murray *et al.* 2012) ont examiné l'épidémiologie de *R. salmoninarum* en Écosse et les facteurs nécessaires à la lutte contre la MBR chez le saumon. En ce qui concerne l'élevage en mer du saumon atlantique, les auteurs déclarent que « la mise en jachère à l'échelle de la ferme d'élevage présente des antécédents mitigés, mais semble être un succès dans la plupart des fermes d'élevage de saumon, car la MBR ne se reproduit généralement pas après la mise en jachère ». Selon eux, la variabilité du succès est liée au fait que les fermes d'élevage sont repeuplées ou non avec des porteurs asymptomatiques de *R. salmoninarum*.

Maladies parasitaires

Douglas-Helders *et al.* (2004) ont examiné l'efficacité de la mise en jachère sur la mortalité due à la maladie amibienne des branchies chez le saumon atlantique en Tasmanie. Les durées de mise en jachère allaient de 4 à 97 jours et ces auteurs ont rapporté qu'aucune différence notable n'a été constatée dans les taux de mortalité après le repeuplement des sites mis en jachère et des autres sites.

Bron *et al.* (1993) ont étudié l'efficacité de la mise en jachère pour lutter contre le pou de mer chez les saumons atlantiques dans trois sites d'élevage de la côte ouest de l'Écosse entre 1990 et 1992. Ces auteurs ont indiqué que la mise en jachère était efficace pour réduire le taux d'infection des nouveaux poissons par rapport à un site sans mise en jachère. Depuis ces premiers travaux, la mise en jachère est devenue un élément important de la gestion et de la répression du pou de mer (*Lepophtheirus salmonis* et, dans une moindre mesure, *Caligus* spp.) en Norvège, en Écosse, en Irlande et au Nouveau-Brunswick (MPO 2014). La mise en jachère est plus efficace lorsqu'elle est appliquée de manière coordonnée sur tous les sites qui sont connectés de manière hydrodynamique et dans les zones où les hôtes sauvages des réservoirs sont peu abondants. La durée des périodes de jachère en fin de production, varie de 4 semaines en Écosse à au moins 2 mois en Norvège (examiné dans Sitjà-Bobadilla et Oidtmann 2017). Cependant, il est important de reconnaître que ces périodes de jachère ne sont pas fixées expressément pour la lutte contre le pou de mer, mais plutôt pour la lutte contre toutes les maladies entre deux cycles de production. Il a été démontré que la mise en jachère permet de réduire les densités de stades de poux de mer libre ainsi que les pressions

infectieuses sur les salmonidés sauvages dans l'Atlantique Nord (Jevne *et al.* 2021 et leurs références, Murray et Salama 2016 et leurs références).

Études de modélisation

Werkman *et al.* (2011) ont modélisé les effets de différentes stratégies de mise en jachère sur la transmission du virus de la nécrose pancréatique infectieuse et du virus de la maladie du pancréas dans les zones de gestion en Écosse. Ces auteurs ont prédit que la mise en jachère synchronisée ne préviendrait pas les épidémies même lorsque le taux de transmission du virus est faible ($\beta = 0,10$) si les contacts sur de longues distances (mouvements dirigés à la fois entre les exploitations et au sein de celles-ci) sont élevés. La réduction du nombre de contacts sur de longues distances améliore les chances que la mise en jachère synchronisée contribue positivement à la maîtrise des épidémies, même à des taux plus élevés de transmission du virus.

Groner *et al.* (2016b) ont passé en revue et synthétisé les modèles mathématiques et statistiques qui ont été élaborés pour étudier l'épidémiologie du pou de mer et du saumon. Ces auteurs ont constaté qu'une stratégie de mise en jachère coordonnée entre les fermes d'élevages à des échelles spatiales et temporelles choisies pour rompre le cycle d'infection entre les exploitations voisines, ainsi qu'une coordination des traitements et des ententes sur les seuils de traitement, contribue à réguler l'abondance des poux de mer sur le plan régional. La durée de la jachère n'a pas été étudiée.

L'analyse qui suit est fournie pour chacun des objectifs du cadre de référence,

Objectif 1 : Pour les élevages de saumon atlantique et de saumon chinook de la Colombie-Britannique, résumer ce que l'on connaît de l'efficacité de la mise en jachère entre les cycles de production pour limiter la transmission, en considérant la capacité de survie et le cycle biologique des agents infectieux suivants

Bien que la mise en jachère pour la lutte contre les maladies entre les cycles de production ait été pratiquée par des entreprises de salmoniculture de la Colombie-Britannique, aucune donnée publique n'est disponible sur l'efficacité de cette pratique.

Dans le cas de la maladie bactérienne du rein (MBR), la mise en jachère ainsi que d'autres pratiques de gestion de la santé et interventions vétérinaires ont été identifiées par BC Salmon Farmers en 2010 comme étant utilisées pour lutter contre cette maladie (Anonyme 2010).

Le secteur de la salmoniculture de la Colombie-Britannique fait également référence à la mise en jachère dans ses procédures normales d'exploitation (PNE) du plan de gestion de la santé des salmonidés (PGSS); cette méthode est utilisée dans les situations où de grandes infrastructures, trop volumineuses pour être désinfectées, sont déplacées d'un site à l'autre. Les PNE stipulent que ces structures doivent être nettoyées et mises en jachère pendant au moins deux semaines avant d'être transférées vers le nouvel emplacement (Wade 2017).

La mise en jachère est également mentionnée dans le plan de gestion virale 2011, qui est principalement axé sur la lutte contre la NHI. Le plan précise que « les normes de biosûreté devraient inclure, entre autres, des recommandations pour des pratiques d'élevage à faible stress, la vaccination des saumoneaux dans les zones communes qui sont par définition des zones à haut risque, et des périodes de jachère minimales entre les cycles, comme indiqué par le site » (Wade 2017).

Dans le cadre du plan de gestion des épidémies de maladies virales, les entreprises ont convenu que les sites positifs resteront en jachère pendant au moins trois mois ou un mois

après la levée de la quarantaine imposée par l'Agence canadienne d'inspection des aliments (ACIA), selon la période la plus longue. (Wade 2017)

Objectif 2 : Informations sur la durée appropriée de la période de jachère pour que celle-ci soit réussie pour chaque agent

À l'exception du pou de mer, les données et les informations sont insuffisantes pour déterminer, sur la base de preuves scientifiques, si la mise en jachère est une pratique de gestion sanitaire efficace et, le cas échéant, quelle est la durée appropriée de la période de jachère pour protéger les sites contre la réinfection par les agents identifiés dans cette réponse scientifique.

Pou de mer : La mise en jachère pour lutter contre le pou de mer n'est généralement pas appliquée sur une seule exploitation ni utilisée pour combattre les espèces de pou de mer autres que *Lepeophtheirus salmonis*. Au Nouveau-Brunswick, en Irlande, en Écosse et en Norvège, l'utilisation d'une gestion par zone avec une production synchronisée, une mise en jachère coordonnée et des traitements contre le pou de mer permettent de réduire la croissance de la population au cours de la première année, limitant ainsi le besoin de traitements, tout en réduisant le risque que *L. salmonis* provenant des fermes d'élevage de saumon affecte les stocks sauvages (examiné dans MPO 2014, Sitjà-Bobadilla et Oidtmann 2017).

La durée de la période de jachère visant à prévenir la réinfection d'un site par le *L. salmonis* provenant du site, ou à appliquer dans le cas d'une jachère coordonnée, peut être calculée en utilisant le temps de développement de l'œuf au stade infectieux du copépode, auquel s'ajoute la durée pendant laquelle le stade copépodite reste viable ou infectieux sans hôte (fenêtre infectieuse). La durée de la période de jachère pourrait être ajustée en fonction de la température de l'eau, des périodes de jachère plus longues étant nécessaires pendant les mois les plus froids de l'année, lorsque les taux de développement sont plus lents et que la survie des copépodes en l'absence d'hôtes est plus longue (tableau 1). (Groner *et al.* 2016a, Samsing *et al.* 2018)

L'établissement d'une période de jachère pour *Caligus clemensii* est susceptible d'être d'un avantage limité, car cette espèce est très commune sur les poissons autres que les salmonidés qui s'associent aux sites de cages en mer; en plus du stade copépodite, elle infecte les hôtes au stade préadulte et adulte. De plus, les temps de développement de *C. clemensii* et la durée de survie des copépodes, préadultes et adultes à l'extérieur des hôtes ne sont pas connus.

Dans l'Atlantique Nord, la mise en jachère pour *Caligus elongatus* n'est généralement pas efficace en raison de la présence d'un grand nombre d'espèces hôtes autres que les salmonidés (Sitjà-Bobadilla et Oidtmann 2017).

Tableau 1. Période de jachère pour prévenir la réinfection d'un site par Lepeophtheirus salmonis provenant du site. La période minimale de jachère correspond au temps en jours entre l'expulsion du chapelet d'œufs à la fin de la fenêtre infectieuse pour le stade copépodite. Les données proviennent d'études en laboratoire menées par Samsing et al. (Samsing et al. 2018)

Température °C	Temps moyen avant l'éclosion (jours)	Durée moyenne des stades naupliens I et II du pou du poisson qui attaque le saumon (jours)	Fenêtre infectieuse copépodite (jours)	Période de jachère (jours)
5	13,0	11,5	10,2	34,7
7	7,6	7,0	12,7	28,7

**Réponse des Sciences : Mise en jachère dans les installations
de pisciculture marine en Colombie-Britannique**

Région du Pacifique

Température °C	Temps moyen avant l'éclosion (jours)	Durée moyenne des stades naupliens I et II du pou du poisson qui attaque le saumon (jours)	Fenêtre infectieuse copépodite (jours)	Période de jachère (jours)
10	4,6	3,8	13,2	21,6
15	2,9	2,2	9,7	14,8
20	1,8	1,7	6,7	10,2

Objectif 3 : Fournir des informations sur les facteurs incontrôlables (p. ex., conditions environnementales, réservoirs d'hôtes) et contrôlables (p. ex., pratiques d'élevage) qui contribueront à l'efficacité de la mise en jachère

Facteurs incontrôlables – Conditions environnementales

L'efficacité de la jachère dépend de sa durée, qui doit être suffisamment longue pour que les agents infectieux provenant du site soient disparus (ou ne soient présents qu'en faible quantité) lors du repeuplement du site. La durée de la période de jachère dépend de l'agent infectieux et des conditions ambiantes. Les facteurs physicochimiques et biologiques qui affectent la capacité des agents pathogènes à survivre et à rester infectieux à l'extérieur de leurs hôtes ont été étudiés en laboratoire. Ces rapports sont décrits ci-après.

Colonne d'eau

Température : En ce qui concerne la survie dans la colonne d'eau, les effets de la température ont été le plus souvent étudiés, la température étant reconnue comme exerçant des effets majeurs sur les taux d'inactivation et d'infectivité des agents viraux et bactériens. Toutes les études ont démontré que la survie est réduite dans ces deux groupes à des températures plus élevées (tableau 1). Par exemple, le temps moyen pour une réduction de 3 logs de l'infectivité du vSHV dans de l'eau de mer naturelle (31 ppm) maintenue dans l'obscurité à 4, 10, 15 et 20 °C était de 12, 7, 4 et 2 jours, respectivement (Hawley et Garver 2008).

Tableau 2. Effets de la température et de la salinité sur la survie des agents viraux et bactériens préoccupants dans les eaux naturelles (non stériles) dans des conditions de laboratoire.

Viral

Agent	Description	Références
Virus de la nécrose hématopoïétique infectieuse	Des concentrations élevées (10^6 à 10^7 UFP) du vNHI sont rapidement inactivées dans l'eau de mer naturelle (8 à 12 °C, 31 ppm) en moins de 6 jours dans des conditions d'obscurité.	(Garver et Wade 2017, Garver et al. 2013)
Orthoréovirus pisciaire-1	La mesure dans laquelle le RVP-1 peut survivre et rester infectieux dans l'eau de mer naturelle demeure inconnue.	-

**Réponse des Sciences : Mise en jachère dans les installations
de pisciculture marine en Colombie-Britannique**

Région du Pacifique

Agent	Description	Références
Virus de la septicémie hémorragique virale	<p>Dans l'eau de mer naturelle (31 ppm), 99,9 % du vSHV a été rendu inactif après 13 jours à 4 °C, 3,0 jours à 15 °C et 1,5 jour à 20 °C dans des conditions d'obscurité. Le temps moyen pour une réduction de 3 logs de l'infectivité du vSHV à 4, 10, 15 et 20 °C était de 12, 7, 4 et 2 jours, respectivement.</p> <p>Reste infectieux plus longtemps dans l'eau douce que dans l'eau de mer, 99,9 % du vSHV étant rendu inactif après 3 jours dans l'eau de mer à 15 °C contre 11 jours dans l'eau douce.</p>	(Garver et Hawley 2021, Hawley et Garver 2008)

Bactérien

Agent	Description	Références
<i>Aeromonas salmonicida</i>	Survit de 2 à 26 jours (médiane = 6 jours) de 11 à 15 °C à des salinités de 25 à 35 ppm. Ces valeurs ne proviennent que des études qui ont utilisé des techniques basées sur la culture.	(Boily <i>et al.</i> 2019)
<i>Moritella viscosa</i>	<p>Survit et prolifère dans un environnement oligotrophe semblable à l'eau de mer. La croissance cellulaire atteint et maintient des densités plus élevées pendant une période plus longue à 4 °C qu'à 15 °C. La faible stabilité à 15 °C pourrait expliquer l'absence d'infections à cette température.</p> <p>La croissance et la survie des cellules étaient plus élevées à 30-40 ppm par rapport à 10-15 ppm.</p>	(Wade et Weber 2020)
<i>Piscirickettsia salmonis</i>	<p>Dans l'eau de mer naturelle à 20 °C, aucune bactérie viable n'a été détectée après une semaine, alors qu'à 5 et 10 °C, des bactéries viables ont été détectées après 3 semaines. La survie de <i>P. salmonis</i> dans l'eau de mer naturelle sur une période de 10 à 15 jours était égale ou supérieure à celle du milieu de culture tissulaire à 5, 10 ou 15 °C.</p> <p>Dans une étude de terrain menée au Chili, l'ADN de <i>P. salmonis</i> était indétectable dans la colonne d'eau après 50 jours lorsque les cages étaient vides. La température et la salinité n'ont pas été précisées. Ces résultats ont conduit Olivares et Marshall (2010) à recommander une période de mise en jachère de 40 à 50 jours pour les installations de maricultures avant le réensemencement.</p>	<p>(Jones 2019)</p> <p>(Olivares et Marshall 2010)</p>
<i>Renibacterium salmoninarum</i>	Les cellules viables pourraient être récupérées jusqu'à sept jours dans de l'eau de mer naturelle (non stérile) à 10 °C et 22 ‰.	(Rhodes et Mimeault 2019)
<i>Tenacibaculum maritimum</i>	Se trouve naturellement dans l'eau de mer en Colombie-Britannique. La survie dans l'eau de mer n'a pas été examinée.	(Levipan <i>et al.</i> 2019, Nowlan <i>et al.</i> 2021, Shea <i>et al.</i> 2020, Wynne <i>et al.</i> 2020)

Agent	Description	Références
<i>Yersinia ruckeri</i>	Dans l'eau naturelle non supplémentée incubée dans l'obscurité à 8-10 °C, aucun changement détectable dans les unités de formation de colonies n'a été observé pendant les trois premiers jours, et seulement une petite diminution au cours des quatre mois suivants à de faibles salinités (0-20 ppm). Dans les mêmes conditions, la survie est passée sous les limites de détection (3 CFU ml ⁻¹) après 32 jours dans une eau à 35 ppm.	(Thorsen <i>et al.</i> 1992)

Salinité : L'impact de la salinité a fait l'objet de moins de recherches et peu d'études ont comparé la survie dans une plage de salinités. Des agents pathogènes tels que le vNHI, le vSHV et *Y. ruckeri*, sont signalés comme ayant des taux de survie plus élevés dans le temps à des salinités faibles qu'à des salinités élevées (Garver et Hawley 2021, Hawley et Garver 2008, Pietsch *et al.* 1977). Dans le cas de *L. salmonis*, la survie est fortement réduite à une salinité inférieure à 20 ppm (Groner *et al.* 2016a).

Matières organiques : La présence de matières organiques dans l'eau de mer augmente la survie des virus et des bactéries. Par exemple, Kocan *et al.* (2001) ont signalé que la présence de fluides ovariens dans l'eau de mer naturelle, comme c'est le cas lors des événements de fraie, augmente de manière significative la survie du vSHV.

Rayonnement solaire : Il a été démontré que le vNHI est très vulnérable à l'exposition au rayonnement solaire, les concentrations de virus infectieux étant réduites de six fois par rapport à celles des groupes témoins dans l'obscurité au cours d'une expérience de trois heures (Garver *et al.* 2013). Il est établi que le vSHV est vulnérable à la lumière UV et l'on s'attend à ce qu'il présente une vulnérabilité semblable à celle du vNHI à l'exposition au rayonnement solaire (Garver et Hawley, 2021). Aucune donnée n'est disponible pour les autres agents d'intérêt pour cette réponse scientifique.

Communauté microbienne : Il est bien connu que la présence d'un biote microbien affecte la survie des virus et des bactéries, les temps de survie étant réduits dans l'eau douce et l'eau de mer naturelles par rapport aux eaux stériles. Par exemple, le vNHI et le vSHV peuvent rester infectieux jusqu'à un an à 4 °C dans des eaux stériles et dans l'obscurité (Garver et Hawley 2021, Garver et Wade 2017, Hawley et Garver 2008). On ignore toutefois dans quelle mesure les changements saisonniers ou autres dans la composition et l'abondance des microbes dans l'eau de mer affecteraient les taux de survie des virus et des bactéries dans des conditions naturelles.

Sédiments

Les sédiments sont considérés comme un réservoir environnemental important pour les agents infectieux provenant des saumons d'élevage en cage en mer. Parmi les agents viraux et bactériens d'intérêt pour cette réponse scientifique, seuls *A. salmonicida*, *R. salmoninarum*, *T. maritimum* et *Y. ruckeri* ont été signalés comme étant présents dans les sédiments estuariens ou marins. Cependant, à l'exception d'*A. salmonicida*, pour lequel il existe une seule étude, on ne dispose pas de données sur la survie dans les sédiments marins. Dans le cas d'*A. salmonicida*, la survie est réduite dans les sédiments non stériles (sable, boue) (11 jours) par rapport aux sédiments stériles (>22 jours) à 15 °C et 25 ppm. (Effendi et Austin 1994)

Au final, l'importance des sédiments en tant que réservoir d'agents infectieux dépendra de la possibilité que les agents déposés sur les sédiments soient remis en suspension dans la colonne d'eau à une concentration suffisante pour établir une nouvelle infection.

Vecteur passif

Les vecteurs passifs sont définis comme des objets ou des matières qui peuvent retenir et transmettre des agents infectieux. Dans le cas des systèmes de culture en parcs en filet, ces objets comprennent les objets physiques qui constituent la structure du site (p. ex., les structures des cages, les flotteurs, les cordes, etc.), l'équipement (p. ex., les bateaux, l'équipement pour la manipulation des poissons, etc.), ainsi que les organismes vivant sur le site ou en association avec celui-ci.

Virus

Il n'existe aucun rapport indiquant que le RVP-1 a été trouvé en association avec des vecteurs passifs. Dans le cas du vSHV, Pham *et al.* (2012) ont étudié sa survie sur divers substrats dans l'eau douce dans des conditions de laboratoire. Le vSHV a pu être fixé sur des objets en plastique, en métal et en verre dans l'eau douce et y rester infectieux pendant diverses périodes. Cela suggère que les vecteurs passifs dans les eaux marines ont le potentiel de retenir le vSHV, mais on ignore dans quelle mesure cela se produit et la durée pendant laquelle il reste viable sur ces substrats.

Joiner *et al.* (2020) ont examiné la survie (potentiel de rétablissement) du vNHI et du vSHV de 4 à 25 °C après séchage sur des disques en acier inoxydable. Ils ont rapporté que la survie était inversement proportionnelle à la température, la survie la plus longue correspondant à 4 °C. Dans cette plage de températures, ces virus sont devenus indétectables entre 6 semaines et plus de 7 semaines pour le vSHV, et entre 3 jours et plus de 8 semaines pour le vNHI, selon la souche testée.

Vennerström *et al.* (2020) ont examiné les répartitions du vSHV dans les compartiments environnementaux de l'eau saumâtre. Ces auteurs rapportent que, bien que des traces du vSHV aient été trouvées dans des moules bleues collectées sur un site où la maladie est active, il ne semble pas s'y répliquer, ce qui suggère qu'il ne s'agit pas d'un important vecteur du vSHV.

Bactéries

L'espèce *Yersinia ruckeri* adhère aux surfaces dures et forme facilement des biofilms en eau douce (Coquet *et al.* 2002a, Coquet *et al.* 2002b) et il a été suggéré que les biofilms étaient la source d'infections récurrentes dans les élevages de truites arc-en-ciel en eau douce (Tobback *et al.* 2007). On ne sait pas si *Y. ruckeri* forme des biofilms sur les surfaces dans les eaux marines.

Tenacibaculum maritimum est adhérent et peut donc créer des biofilms sur les surfaces dures dans l'eau de mer. Levipan *et al.* (2019) ont analysé la cinétique et les étapes de la formation du biofilm chez *T. maritimum*. Ils ont confirmé la capacité de *T. maritimum* à développer rapidement des biofilms profonds composés de cellules mortes et vivantes sur du polystyrène *in vitro*. Ils suggèrent que ces biofilms pourraient servir de réservoirs transitoires de *T. maritimum* qui, une fois détachés, pourraient déclencher de nouvelles épidémies.

Nowlan *et al.* (2021) ont examiné l'occurrence et la répartition de *T. maritimum* et de *Tenacibaculum dicentrarchi* dans les fermes d'élevage de saumon atlantique de la Colombie-Britannique pendant les épidémies en utilisant la PCR quantitative. En plus d'être présentes sur les poissons et dans les échantillons d'eau, les deux espèces ont également été trouvées sur les infrastructures de la ferme d'élevage et les organismes salissants. Ces auteurs démontrent que ces espèces peuvent subsister dans les infrastructures de la ferme d'élevage après la disparition de la maladie.

Il a été suggéré que la tendance de *P. salmonis* à former des biofilms dans les environnements marins pourrait favoriser sa survie (Marshall *et al.* 2012). Cependant, l'examen des macro et microalgues, du zooplancton, des infrastructures de la ferme d'élevage et des animaux associés aux sites d'élevage infectés au Chili n'a pas permis de détecter *P. salmonis* (Olivares et Marshall 2010). Ceci a conduit ces auteurs à suggérer que les vecteurs passifs ne constituent pas une source importante de *P. salmonis* pour la réinfection des fermes d'élevage de saumons marins.

La survie d'*A. salmonicida* sur des sédiments (y compris des fragments de bois), des macroalgues et des invertébrés dans des conditions de laboratoire a fait l'objet d'une étude (Effendi et Austin 1994). En présence d'autres micro-organismes aquatiques (système non stérile) à une température non précisée, le nombre d'*A. salmonicida* a d'abord augmenté en 1 à 3 jours sur les particules de sédiment, pour diminuer progressivement par la suite. Les unités formant des colonies ont été récupérées pendant une période de moins de 10 jours sur les surfaces des algues *Ascophyllum nodosum* et *Fucus vesiculosus*, mais pendant plus de 10 jours sur la boue, le sable et les fragments de bois. Les fragments de bois ont permis la plus longue survie avec des unités formant des colonies récupérables sur une période de 2 semaines. À une exception près, les unités formant des colonies n'ont pas été retrouvées chez les invertébrés après 2 jours (Effendi et Austin, 1994).

Hormis l'occurrence de *R. salmoninarum* dans les fèces de poissons infectés qui peuvent servir de voie de transfert horizontal entre individus (Balfry *et al.* 1996), aucune autre association avec des vecteurs passifs n'a été décrite.

Il n'existe aucune information sur la capacité de *M. viscosa* à former des biofilms ou des associations avec des vecteurs passifs.

Facteurs à prendre en considération lors de l'établissement des périodes de jachère qui contribueront à la réussite de la jachère

Aux fins du présent document, la « dose infectieuse » est définie comme la quantité d'agents pathogènes nécessaire pour provoquer une infection dans des conditions environnementales favorables à l'hôte et la « dose létale minimale » comme le plus petit nombre d'agents pathogènes nécessaire pour établir une infection qui entraîne la maladie et la mort d'un individu dans une population. Malheureusement, pour la majorité des agents viraux et bactériens présentant un intérêt pour cette réponse scientifique, nous ne connaissons pas leur dose infectieuse ou leur dose létale minimale. Pour cette raison, les concentrations d'agents infectieux qu'il faut atteindre à la fin de la période de jachère pour réduire le risque de réinfection du site à un niveau acceptable ne sont pas connues.

Dans les quelques cas où des tests de provocation en laboratoire ont été réalisés, ces données doivent être utilisées avec prudence, car il est difficile d'extrapoler leurs résultats aux résultats potentiels sur le terrain en raison de la variabilité inhérente aux systèmes naturels, depuis la souche de poisson, la souche de l'agent pathogène, les effets de la manipulation, l'élevage des poissons jusqu'aux conditions environnementales de la ferme d'élevage.

L'abondance et la rétention des agents pathogènes dans les différents compartiments environnementaux au début de la période de jachère doivent être prises en compte pour établir sa durée. Par exemple, dans les situations où une maladie active a été observée et où, par conséquent, un nombre plus élevé d'agents infectieux a été rejeté dans l'environnement, une plus longue durée de mise en jachère peut être conseillée et nécessaire pour réduire les concentrations d'agents pathogènes en dessous du seuil requis pour établir des infections chez les poissons nouvellement introduits. Les périodes de jachère actuellement appliquées ne sont

pas fondées sur des données scientifiques, elles relèvent plutôt d'une approche de gestion adaptative qui consiste à tenter des actions et à les poursuivre si elles semblent fonctionner.

Les modèles de mouvement de l'eau et la quantité d'eau qui est échangée pendant la période de jachère détermineront l'abondance des agents infectieux (y compris le pou de mer) retenus sur le site dans la colonne d'eau. Dans les sites où le taux d'échange d'eau est élevé, il est probable que peu d'agents pathogènes, voire aucun, provenant du site et ayant été rejetés dans l'eau, demeurent sur le site.

Les agents infectieux sont plus susceptibles d'être retenus sur le site en association avec les sédiments et les vecteurs passifs (p. ex., les infrastructures d'élevage). Comme décrit précédemment, toutes les espèces préoccupantes, à l'exception du RVP-1 et de *M. viscosa*, sont connues pour leur association avec des sédiments ou des vecteurs passifs. Cependant, les conditions dans lesquelles ces agents sont disponibles pour réinfecter le site, et dans quelle mesure, ne sont pas connues.

La mise en jachère ne sera probablement pas efficace ou même nécessaire pour les agents infectieux tels que *M. viscosa* et *T. maritimum*, qui sont présents en tant que membres de la communauté bactérioplanctonique, ou ceux qui sont présents dans les réservoirs sauvages (p. ex., le vSHV chez le hareng) qui vivent à proximité du site. Dans le cas des poux de mer, une obligation de mise en jachère pour *Caligus clemensii* n'est probablement pas appropriée en raison de leur présence sur des hôtes autres que les salmonidés tout au long de l'année, ainsi que de leur capacité à infecter de nouveaux hôtes aux stades préadulte et adulte en plus du stade copépode.

Facteurs contrôlables – Pratiques agricoles

Outre le fait de disposer d'une durée de mise en jachère satisfaisante pour le ou les agents concernés, le succès de cette pratique dépend de l'existence d'une séparation géographique appropriée entre les sites ou de la mise en jachère synchrone de sites adjacents. La création d'ententes entre exploitations pour la mise en jachère synchronisée a permis de lutter contre des agents tels que le pou de mer et le virus de l'anémie infectieuse du saumon (vAIS) (Sitjà-Bobadilla et Oidtmann 2017).

Les pratiques de gestion sanitaire qui réduisent l'incidence des maladies dans les exploitations tout au long du cycle de production limiteront l'excrétion d'agents infectieux dans l'environnement, réduisant ainsi la nécessité ou la durée de la mise en jachère.

Le risque d'apparition de la maladie après la mise en jachère sera réduit si le site est repeuplé avec des stocks génétiquement résistants ou des saumoneaux vaccinés. Dans les situations où les poissons pour le repeuplement sont vaccinés contre le ou les agents en cause, la mise en jachère peut ne pas être nécessaire. Quelle que soit l'efficacité de la mise en jachère, l'utilisation de stocks génétiquement résistants ou vaccinés contre l'agent en cause limitera davantage le risque de transmission de cet agent entre les cycles de production. La source de l'agent (filets, sédiments, poissons sauvages, etc.) n'a pas d'importance. Pour les vaccins dont l'efficacité est élevée, la mise en jachère peut ne pas s'avérer nécessaire, quelle que soit la source de l'infection, d'autant plus que le nombre d'agents pathogènes retenus dans l'environnement sera faible.

Il est nécessaire de retirer du site toutes les espèces vulnérables à la ou aux maladies en question avant la mise en jachère. En Colombie-Britannique, où la majorité des sites n'ont qu'une seule cohorte, ce facteur n'est pas à prendre en compte.

L'enlèvement des matériaux contaminés (p. ex., l'enlèvement des filets) et le nettoyage et la désinfection des sites avant la mise en jachère peuvent réduire la nécessité ou la durée de la

période de jachère. La plupart des réglementations prévoient l'enlèvement des filets et la désinfection du site avant le début de la période de jachère.

Objectif 4 : Relever et examiner les incertitudes dans les données et les méthodes

La normalisation est limitée quant au meilleur processus à suivre pour établir une période de jachère afin de prévenir la réinfection des sites. Comme indiqué précédemment, l'OIE recommande que :

« La durée de la période de vide sanitaire [mise en jachère] réglementaire doit se fonder sur des preuves scientifiques établissant la probabilité qu'un agent pathogène reste infectieux à l'extérieur de son ou de ses hôtes, et se maintienne dans le milieu aquatique environnant, à un niveau suffisant pour rendre inacceptable le risque de réinfection de l'établissement d'aquaculture. Il convient de tenir compte de l'étendue du foyer de maladie, de l'existence d'hôtes alternatifs dans le milieu environnant, des caractéristiques de survie et d'infectiosité de l'agent pathogène, et des facteurs climatologiques, géographiques et hydrographiques locaux. En outre, le niveau de risque encouru à plus large échelle par l'industrie aquacole locale et par les ressources aquatiques devrait être adjoint. Une procédure d'appréciation des risques conçue scientifiquement peut aider à déterminer la durée de la période de vide sanitaire. » (OIE 2021). Pour utiliser cette approche, il faut s'entendre sur ce qu'est un « risque inacceptable de réinfection » et reconnaître que la durée de la période de jachère sera fortement influencée par l'espèce d'agent infectieux ainsi que par les caractéristiques du site et de l'environnement local.

Il n'existe pas de procédures normalisées pour établir une période de jachère qui conviendrait à tous les agents préoccupants dans une vaste zone géographique. Comme indiqué précédemment, la durée des périodes de jachère et le succès de cette mesure dépendent fortement des caractéristiques de l'agent, des conditions environnementales, du site (caractéristiques géographiques et hydrographiques) et des pratiques de gestion agricole qui interagissent de manière complexe et imprévisible. Pour cette raison, de nombreuses réglementations précisent que les décisions relatives à la mise en jachère et à sa durée relèvent de la responsabilité des autorités vétérinaires ou réglementaires et sont établies au cas par cas. Dans d'autres situations, les temps de mise en jachère qui ont été fixés à l'origine pour lutter contre des agents particuliers très préoccupants (p. ex., le VAIS) sont précisés dans les règlements.

Les agents pathogènes provenant des sites de cages en mer sont libérés dans la colonne d'eau par l'excrétion ou lors de la mort et de la décomposition de l'hôte. Une partie de ces agents peut se déposer dans les sédiments, s'associer à des vecteurs passifs (structures d'élevage et organismes associés) ou infecter d'autres espèces hôtes. Il existe des preuves que l'importance relative de ces réservoirs en tant que sources potentielles de réinfection varie pour les agents infectieux que nous étudions. Cependant, il existe peu de données permettant de prédire :

1. la durée de survie des agents infectieux et leur viabilité dans ces réservoirs;
2. le risque que des agents pathogènes soient libérés de ces réservoirs à une concentration suffisante pour établir un risque d'infection inacceptable;
3. l'efficacité des procédures de désinfection en matière d'élimination du ou des agents infectieux visés dans les structures de fermes d'élevage.

Un certain nombre d'études en laboratoire ont examiné le potentiel de survie des agents infectieux dans ces réservoirs et décrit certains des facteurs physiques, chimiques et biologiques qui influencent leur survie. Ces études fournissent des informations sur la durée pendant laquelle les agents infectieux peuvent être rétablis par culture ou détectés par des

méthodes moléculaires et, pour certains agents, des estimations des taux de déclin. Il est important de se rappeler : 1) que ces études ont fait appel à différentes techniques et ont mesuré différents aspects de la survie, 2) que les résultats basés sur la culture et les méthodes moléculaires ne donnent pas toujours des résultats concordants lorsqu'elles sont appliquées aux mêmes échantillons, et 3) que la détection par certaines de ces méthodes n'est pas un bon prédicteur de la viabilité ou l'infectiosité des cellules.

Pour la majorité des agents infectieux préoccupants, la dose et la durée d'exposition nécessaires pour établir des infections chez le saumon atlantique et le saumon chinook restent inconnues. De plus, nous ignorons dans quelle mesure des conditions environnementales ou d'élevage défavorables ont un effet sur la vulnérabilité.

Le manque de connaissances dans tous ces domaines limite notre capacité à établir des périodes de jachère basées sur des preuves scientifiques ainsi qu'à prédire si une stratégie de jachère particulière fonctionnera.

Conclusions

Il n'est pas possible d'établir, sur la base de preuves scientifiques, une période de jachère unique convenant à tous les agents viraux et bactériens préoccupants.

Pour les agents viraux et bactériens qui sont communs ou endémiques au milieu environnant (p. ex., *M. viscosa*, *T. maritimum*), transmis verticalement (p. ex., *R. salmoninarum*) ou qui proviennent de sources non liées à l'élevage (vNHI [source de saumon sauvage], vSHV et *C. clemensi* [source hôtes autres que salmonidés]), la mise en jachère pour prévenir l'infection entre les cycles est probablement d'un intérêt limité.

Dans le cas des agents viraux et bactériens et des poux de mer, qui sont largement répartis sur des sites d'élevage liés de manière hydrodynamique, le succès de la mise en jachère d'un seul site est susceptible d'être limité en l'absence de mise en jachère synchrone de tous les sites.

Pour les agents viraux et bactériens qui sont rejetés dans la colonne d'eau, mais que l'on ne retrouve pas dans d'autres réservoirs, une période de mise en jachère pour limiter la transmission des agents pathogènes entre les cycles de production peut ne pas s'avérer nécessaire. Dans la plupart des cas, ces agents seraient rapidement dispersés hors du site par les courants d'eau.

La mise en jachère pour limiter la transmission des agents pathogènes entre les cycles de production pour les agents pathogènes viraux et bactériens qui s'associent aux structures de l'exploitation (vecteurs passifs) peut être avantageuse, en particulier pour les espèces pour lesquelles il n'existe pas de vaccins efficaces.

Une période de jachère après un cycle de production n'est pas nécessaire s'il n'y a pas eu de maladie active pendant cette période. Cependant, dans les situations où une maladie active a été constatée, une période de jachère accompagnée d'autres mesures de gestion (p. ex., la désinfection du site) peut être appropriée, en fonction de l'agent pathogène.

Dans le cas des agents à déclaration obligatoire tels que le vNHI et le vSHV, l'Agence canadienne d'inspection des aliments décidera si la mise en jachère est nécessaire avant le repeuplement. Les conditions de permis liées à la mise en jachère pour les agents relevant de la compétence de l'ACIA devront être discutées.

Pour les agents qui n'ont pas à être déclarés, les exigences relatives à la mise en jachère doivent être étudiées au cas par cas et toute décision concernant la mise en jachère ou les mesures de gestion doit être prise après examen des circonstances particulières par les autorités réglementaires.

Réponse des Sciences : Mise en jachère dans les installations de pisciculture marine en Colombie-Britannique

Région du Pacifique

Les temps de mise en jachère pour *L. salmonis* peuvent être basés sur la température de l'eau, des périodes plus longues étant nécessaires à des températures plus basses. Pour les sites d'élevage où les salinités sont inférieures à 20 ppm, la mise en jachère n'est pas nécessaire pour *L. salmonis*, car la survie des stades biologiques libres est réduite dans les eaux à faible salinité. L'établissement d'une mise en jachère pour *Caligus* spp. n'a guère de sens en raison du grand nombre d'hôtes autres que les salmonidés qui vivent à proximité des sites d'élevage.

Tableau 3 : Résumé des options potentielles de mise en jachère

Agent *	Mise en jachère recommandée	Désinfection nécessaire	Coordination requise	Durée minimale de la période de jachère
Virus de la nécrose hématopoïétique infectieuse	Non (responsabilité de l'ACIA)	-	-	-
Orthoréovirus pisciaire	Non (endémique)	-	-	-
Virus de la septicémie hémorragique virale	Non (responsabilité de l'ACIA)	-	-	-
<i>Aeromonas salmonicida</i>	Non (vaccin efficace**)	-	-	-
<i>Moritella viscosa</i>	Non (endémique)	-	-	-
<i>Piscirickettsia salmonis</i>	Oui	Oui	Non (preuves limitées d'effets de champ lointain)	21 jours (provisoirement)
<i>Renibacterium salmoninarum</i>	Non (transmission verticale)	-	-	-
<i>Tenacibaculum maritimum</i>	Non (endémique)	-	-	-
<i>Yersinia ruckeri</i>	Non (transmission horizontale limitée)	-	-	-
<i>Lepeophtheirus salmonis</i>	Oui	Non	Oui (région à déterminer)	En fonction de la température (pire scénario?)

* En supposant la présence d'un agent au moment de la dépopulation

** Contre la souche typique

Collaborateurs

Collaborateur	Organisme d'appartenance
Stewart Johnson	Direction des sciences, région du Pacifique
Derek Price	Division de la gestion de l'aquaculture, région du Pacifique
Kerra Shaw	Division de la gestion de l'aquaculture, région du Pacifique
Laura Sitter	Division de la gestion de l'aquaculture, région du Pacifique

Collaborateur	Organisme d'appartenance
Alexandria Oswell	Division de la gestion de l'aquaculture, région du Pacifique
Howie Manchester	Division de la gestion de l'aquaculture, région du Pacifique

Approuvé par

Andrew Thomson
Directeur régional
Direction des sciences, Région du Pacifique
Pêches et Océans Canada

2 mai 2022

Sources de renseignements

- Anonymous. 2008. [Anuario Estadístico de Pesca 2008](#). (Accessed February 2022)
- Anonymous. 2009. [Anuario Estadístico de Pesca 2009](#). (Accessed February 2022)
- Anonymous. 2010. Evaluation of Bacterial Kidney Disease (BKD) Impacts on the Canadian Salmon Aquaculture Industry. BC Center for Aquatic Health Sciences.
- Balfry, S.K., Albright, L.J., et Evelyn, T.P.T. 1996. Horizontal transfer of *Renibacterium salmoninarum* among farmed salmonids via the fecal-oral route. *Diseases of Aquatic Organisms* 25(1-2): 63-69.
- Boerlage, A.S., Elghafghuf, A., Stryhn, H., Sanchez, J., et Hammell, K.L. 2018. Risk factors associated with time to first clinical case of Bacterial Kidney Disease (BKD) in farmed Atlantic Salmon (*Salmo salar* L.) in New Brunswick, Canada. *Preventive Veterinary Medicine* 149: 98-106.
- Boily, F., Malcolm, G. et Johnson, S.C. 2019. [Caractérisation de la bactérie *Aeromonas salmonicida* et de la furunculose pour informer les évaluations des risques de transfert d'agents pathogènes en Colombie-Britannique](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO. Doc. de rech. 2019/016. vi + 41 p.
- Bron, J.E., Sommerville, C., Wootten, R., et Rae, G.H. 1993. Following of marine Atlantic Salmon, *salmo-salar* L., farms as a method for the control of sea lice, *Lepeophtheirus salmonis* (Kroyer, 1837). *Journal of Fish Diseases* 16(5): 487-493.
- Coquet, L., Cosette, P., Junter, G.A., Beucher, E., Saiter, J.M., et Jouenne, T. 2002a. Adhesion of *Yersinia ruckeri* to fish farm materials: influence of cell and material surface properties. *Colloids and Surfaces B-Biointerfaces* 26(4): 373-378.
- Coquet, L., Cosette, P., Quillet, L., Petit, F., Junter, G.A., et Jouenne, T. 2002b. Occurrence and phenotypic characterization of *Yersinia ruckeri* strains with biofilm-forming capacity in a rainbow trout farm. *Applied and Environmental Microbiology* 68(2): 470-475.
- Douglas-Helders, G.M., Weir, I.J., O'Brien, D.P., Carson, J., et Nowak, B.F. 2004. Effects of husbandry on prevalence of amoebic gill disease and performance of reared Atlantic salmon (*Salmo salar* L.). *Aquaculture* 241(1-4): 21-30.
- Effendi, I., et Austin, B. 1994. Survival of the fish pathogen *Aeromonas-salmonicida* in the marine-environment. *Journal of Fish Diseases* 17(4): 375-385.

- Garver, K.A., et Hawley, L.M. 2021. Characterization of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) to inform pathogen transfer risk assessments in British Columbia. DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2020/064. v + 24 p.
- Garver, K.A. et Hawley, L.M. 2021. [Caractérisation du virus de la septicémie hémorragique virale \(vSHV\) pour informer les évaluations des risques de transfert d'agents pathogènes en Colombie-Britannique](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO. Doc. de rech. 2020/064. v + 26 p.
- Garver, K.A., Mahony, A.A.M., Stucchi, D., Richard, J., Van Woensel, C., et Foreman, M. 2013. Estimation of Parameters Influencing Waterborne Transmission of Infectious Hematopoietic Necrosis Virus (IHNV) in Atlantic Salmon (*Salmo salar*). Plos One 8(12).
- Garver, K.A., et Wade, J. 2017. Characterization of Infectious Hematopoietic Necrosis Virus (IHNV). DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2017/073. vi + 32 p.
- Groner, M.L., McEwan, G.F., Rees, E.E., Gettinby, G., et Revie, C.W. 2016a. Quantifying the influence of salinity and temperature on the population dynamics of a marine ectoparasite. Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences 73(8): 1281-1291.
- Groner, M.L., Rogers, L.A., Bateman, A.W., Connors, B.M., Frazer, L.N., Godwin, S.C., Krkosek, M., Lewis, M.A., Peacock, S.J., Rees, E.E., Revie, C.W., et Schlagel, U.E. 2016b. Lessons from sea louse and salmon epidemiology. Philosophical Transactions of the Royal Society B-Biological Sciences 371(1689).
- Hawley, L.M., et Garver, K.A. 2008. Stability of viral hemorrhagic septicemia virus (VHSV) in freshwater and seawater at various temperatures. Diseases of Aquatic Organisms 82(3): 171-178.
- Jevne, L.S., Guttu, M., Batnes, A.S., Olsen, Y., et Reitan, K.I. 2021. Planktonic and Parasitic Sea Lice Abundance on Three Commercial Salmon Farms in Norway Throughout a Production Cycle. Frontiers in Marine Science 8.
- Joiner, C.L., Oidtmann, B.C., Rimmer, G.S.E., McPherson, N.J., Dixon, P.F., et Paley, R.K. 2021. Survival of viral haemorrhagic septicaemia virus and infectious haematopoietic necrosis virus in the environment and dried on stainless steel. Transboundary and Emerging Diseases.
- Jones, S. R. M. 2019. [Caractérisation de la bactérie *Piscirickettsia salmonis* et de la septicémie rickettsienne des salmonidés pour informer les évaluations des risques de transfert d'agents pathogènes en Colombie-Britannique](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO, Doc. de rech. 2019/020. v + 22 p.
- Kilburn, R., Murray, A.G., Hall, M., Bruno, D.W., Cockerill, D., Raynard, R.S. 2012. Analysis of a company's production data to describe the epidemiology and persistence of pancreas disease in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) farms off Western Scotland. Aquaculture 368: 80-94.
- Kocan, R.M., Hershberger, P.K., et Elder, N.E. 2001. Survival of the North American strain of viral hemorrhagic septicemia virus (VHSV) in filtered seawater and seawater containing ovarian fluid, crude oil and serum-enriched culture medium. Diseases of Aquatic Organisms 44(1): 75-78.
- Levipan, H.A., Tapia-Cammas, D., Molina, V., Irgang, R., Toranzo, A.E., Magarinos, B., et Avendano-Herrera, R. 2019. Biofilm development and cell viability: An undervalued mechanism in the persistence of the fish pathogen *Tenacibaculum maritimum*. Aquaculture 511.

- Marshall, S.H., Gomez, F.A., Ramirez, R., Nilo, L., et Henriquez, V. 2012. Biofilm generation by *Piscirickettsia salmonis* under growth stress conditions: a putative in vivo survival/persistence strategy in marine environments. *Research in Microbiology* 163(8): 557-566.
- McVicar, A.H. 1997. Disease and parasite implications of the coexistence of wild and cultured Atlantic salmon populations ICES/NASCO Symposium on Interactions Between Salmon Culture and Wild Stocks of Atlantic Salmon - The Scientific and Management Issues ICES Journal of Marine Science 54 (6) , pp.1093-1103.
- MPO. 2014. [Surveillance du pou du poisson et mesures non chimiques](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO, Avis sci. 2014/006.
- Murray, A.G. 2006. A model of the emergence of infectious pancreatic necrosis virus in Scottish salmon farms 1996-2003. *Ecological Modelling* 199 (1): 64-72.
- Murray, A.G., Munro, L.A., Wallace, I.S., Allan, C.E.T., Peeler, E.J., et Thrush, M.A. 2012. Epidemiology of *Renibacterium salmoninarum* in Scotland and the potential for compartmentalised management of salmon and trout farming areas. *Aquaculture* 324: 1-13.
- Murray, A.G., et Salama, N.K.G. 2016. A simple model of the role of area management in the control of sea lice. *Ecological Modelling* 337: 39-47.
- Nowlan, J.P., Britney, S.R., Lumsden, J.S., et Russell, S. 2021. Application of Quantitative-PCR to Monitor Netpen Sites in British Columbia (Canada) for *Tenacibaculum* Species. *Pathogens* 10(4).
- OIE. 2021. Aquatic Animal Health Code. 2021. Accessed February 2022.
- Olivares, J., et Marshall, S.H. 2010. Determination of minimal concentration of *Piscirickettsia salmonis* in water columns to establish a fallowing period in salmon farms. *Journal of Fish Diseases* 33(3): 261-266.
- Pham, P.H., Jung, J., Lumsden, J.S., Dixon, B., et Bols, N.C. 2012. The potential of waste items in aquatic environments to act as fomites for viral haemorrhagic septicaemia virus. *Journal of Fish Diseases* 35(1): 73-77.
- Pietsch, J.P., Amend, D.F., et Miller, C.M. 1977. Survival of Infectious Hematopoietic Necrosis Virus Held Under Various Environmental Conditions. *Journal of the Fisheries Research Board of Canada* 34(9): 1360-1364.
- Price, D., Ibarra, R., Sanchez, J., et St-Hilaire, S. 2017. A retrospective assessment of the effect of fallowing on piscirickettsiosis in Chile. *Aquaculture* 473: 400-406.
- Rae, G.H. 2002 Sea louse control in Scotland, past and present. *Pest Management Science* 58(6): 515-520
- Rhodes, L. D. et Mimeault, C. 2019. [Caractérisation de la bactérie *Renibacterium salmoninarum* et de la maladie bactérienne du rein pour informer les évaluations des risques de transfert d'agents pathogènes en Colombie-Britannique](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO. Doc. de rech. 2019/018. vi + 51 p.
- Rodger, H., et Mitchell, S. 2007 Epidemiological observations of pancreas disease of farmed Atlantic salmon, *Salmo salar* L., in Ireland *Journal of Fish Diseases* 30 (3) , pp.157-167
- Samsing, F., Oppedal, F., Dalvin, S., Johnsen, I., Vagseth, T., et Dempster, T. 2018. Salmon lice (*Lepeophtheirus salmonis*) development times, body size, and reproductive outputs follow universal models of temperature dependence (vol 73, pg 1841, 2016). *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences* 75(2): 329-329.

- Shea, D., Bateman, A., Li, S.R., Tabata, A., Schulze, A., Mordecai, G., Ogston, L., Volpe, J.P., Frazer, L.N., Connors, B., Miller, K.M., Short, S., et Krkosek, M. 2020. Environmental DNA from multiple pathogens is elevated near active Atlantic salmon farms. *Proceedings of the Royal Society B-Biological Sciences* 287(1937).
- Sitjà-Bobadilla, A., et Oidtmann, B. 2017. Integrated Pathogen Management Strategies in Fish Farming. In *Fish Diseases, Prevention and Control Strategies*. Academic Press. pp. 119-144.
- Thorsen, B.K., Enger, O., Norland, S., et Hoff, K.A. 1992. Long-term starvation survival of *Yersinia ruckeri* at different salinities studied by microscopic and flow cytometric methods. *Applied and Environmental Microbiology* 58(5): 1624-1628.
- Tobback, E., Decostere, A., Hermans, K., Haesebrouck, F., et Chiers, K. 2007. *Yersinia ruckeri* infections in salmonid fish. *Journal of Fish Diseases* 30(5): 257-268.
- Vennerström, P., Maunula, L., Valimaki, E., et Virtala, A.M. 2020. Presence of viral haemorrhagic septicaemia virus (VHSV) in the environment of virus-contaminated fish farms and processing plants. *Diseases of Aquatic Organisms* 138: 145-154.
- Wade, J. 2017. [British Columbia farmed Atlantic Salmon health management practices](#). DFO Can. Sci. Advis. Sec. Res. Doc. 2017/072. vi + 55 p.
- Wade, J. et Weber, L. 2020. [Caractérisation de la bactérie *Moritella viscosa* et de l'ulcère d'hiver pour informer les évaluations des risques de transfert d'agents pathogènes en Colombie-Britannique](#). Secr. can. de consult. sci. du MPO, Doc. de rech. 2020/060. vi + 26 p.
- Wallace, I.S., Munro, L.A., Kilburn, R., Hall, M., Black, J., Raynard, R.S., et Murray, A.G. 2011. A Report on the Effectiveness of Cage and Farm-level Following of the Control of Bacterial Kidney Disease and Sleeping Disease on Large Cage-Based Trout Farms in Scotland.
- Werkman, M., Green, D.M., Murray, A.G., et Turnbull, J.F. 2011. The effectiveness of fallowing strategies in disease control in salmon aquaculture assessed with an SIS model. *Preventive Veterinary Medicine* 98(1): 64-73.
- Wheatley, S.B., McLoughlin, M.F., Menzies, F.D., Goodall, E.A. 1995 Site management factors influencing mortality rates in Atlantic salmon (*Salmo salar* L) during marine production. *Aquaculture* 136(3-4): 195-207.
- Wynne, J.W., Thakur, K.K., Slinger, J., Samsing, F., Milligan, B., Powell, J.F.F., McKinnon, A., Nekouei, O., New, D., Richmond, Z., Gardner, I., et Siah, A. 2020. Microbiome Profiling Reveals a Microbial Dysbiosis During a Natural Outbreak of Tenacibaculosis (Yellow Mouth) in Atlantic Salmon. *Frontiers in Microbiology* 11.

Le présent rapport est disponible auprès du :

Centre des avis scientifiques (CAS)
Région du Pacifique
Pêches et Océans Canada
3190, chemin Hammond Bay
Nanaimo (C.-B.) V9T 6N7

Courriel : csap@dfo-mpo.gc.ca

Adresse Internet : www.dfo-mpo.gc.ca/csas-sccs/

ISSN 1919-3815

ISBN 978-0-660-43919-8 N° cat. Fs70-7/2022-023F-PDF

© Sa Majesté la Reine du chef du Canada, 2022



La présente publication doit être citée comme suit :

MPO. 2022. La mise en jachère comme outil d'atténuation des maladies dans les installations de pisciculture en Colombie-Britannique. Secr. can. des avis sci. du MPO. Rép. des Sci. 2022/023.

Also available in English:

DFO. 2022. Following as a Tool for Disease Mitigation in Marine Finfish Facilities in British Columbia. DFO Can. Sci. Advis. Sec. Sci. Resp. 2022/023.