

ИНФОРМАЦИЯ

Стратегии за превенция и контрол на африканската чума по свинете и напредък в повторното заселване на свинеферми в Китай



/iStock/Getty Images

Центърът за оценка на риска по хранителната верига представя една статия на екип китайски учени от Южнокитайския селскостопански университет в Гуанджоу и Института за ветеринарни изследвания към Китайската академия на селскостопанските науки, Харбин, Китай.

Тази статия принадлежи към специалното издание на най-съвременните изследвания на вирусите по свинете в Китай и смятайки, че ще бъде от полза, като обзор на събраните до момента знания за АЧС, я представяме на вниманието на българските ветеринарни специалисти.

Абстракт

Африканската чума по свинете (АЧС) е опустошително заболяване при домашни и диви прасета. След първото избухване на АЧС през август 2018 г. в Китай, болестта се разпространи в цялата страна с безпрецедентна скорост, причинявайки големи загуби на свиневъдството и свързаните с него индустрии. (Вижте разпространението на АЧС в Европа и прогноза за епидемиологичния сезон 2022/2023 г. на сайта на ЦОРХВ¹). В резултат на това спешно са необходими стратегии за управление на болестта. Този документ обобщава важните аспекти на три ключови елемента за предаването на вируса на африканската чума по свинете (ASFV), включително източниците на инфекция, пътищата на предаване и

¹ ЦОРХВ, Научна оценка „Разпространение на африканската чума по свинете в Европа през 2022 г. и оценка на риска за новия сезон 2022/2023 г.“; <https://corhv.government.bg/%D0%94-%D0%A0-%D0%9A%D0%9A%D0%9E%D0%92-%D0%94%D0%92%D0%9C-%D0%94-%D0%A0-%D0%9C%D0%92%D0%90%D0%A1%D0%98%D0%9B%D0%95%D0%92%D0%90-%D0%97%D0%9E%D0%9E%D0%98%D0%9D%D0%96-%D0%94-%D0%A0-%D0%9D-%D0%9B%D0%A3%D0%9A%D0%90%D0%9D%D0%9E%D0%92%D0%90-%D0%9E%D0%9D%D0%A1-%D0%9D%D0%90%D0%A3%D0%A7%D0%9D%D0%90-%D0%9E%D0%A6%D0%95%D0%9D%D0%9A%D0%90-n-71-2041>

възприемчивите животни. Той прави преглед на съответните стратегии за превенция и контрол, като се фокусира върху напредъка в научните изследвания на ваксини срещу АЧС, лекарства против АЧС, устойчиви на АЧС прасета, ефективна дезинфекция и биосигурност на свиневъдните ферми. След това разглежда ключовите технически точки относно повторното заселване на свинеферми, което е от решаващо значение за индустрията за свинско месо. Целта е да се предоставят не само теоретична основа, но и практически стратегии за ефективно справяне с епидемията от АЧС и възстановяване на свиневъдството.

1. Въведение

Африканската чума по свинете (АЧС) е силно заразно вирусно заболяване, причинено от инфекция с вируса на африканската чума по свинете (ASFV), със заболяемост и смъртност, близки до 100% [1,2]. Това заболяване е съобщено за първи път в Кения през 1921 г. и оттогава са настъпили няколко важни междуконтинентални предавания [3,4,5].

През август 2018 г. в Китай беше идентифициран първият случай на АЧС в град Шенян, провинция Ляонин [2,6]. След това ASFV се разпространи в цялата страна с изключително бързи темпове, което доведе до сериозно намаляване на популацията на свинете [7] и причини тежки загуби на свиневъдството. Според данните, публикувани от Министерството на земеделието и селските въпроси на Китай (MARA) и Office International des Epizooties (OIE), до ноември 2021 г. Китай е докладвал 203 случая на АЧС и е унищожил 1,193 милиона прасета [8]. В самото начало на епидемията от АЧС в Китай, повече от 50% от свинете в света са били отглеждани в Китай.

Над 99% от китайските свинеферми са малки ферми, които произвеждат по-малко от 500 прасета годишно. Нивото на биосигурност в тези ферми е или много ниско, или почти никакво [9]. Изчислено е, че АЧС може да доведе до загуба от 16,5 милиарда щатски долара през първата година, ако избухне в Съединените щати [10]. Важно е, че броят на живите прасета, отглеждани в Китай, е шест пъти по-голям от този в Съединените щати. Следователно може да се спекулира, че преките икономически загуби, причинени от пандемията на АЧС в Китай, са много по-големи от това. Освен това има значително влияние върху цялостното икономическо развитие и препитанието на хората. Поради това има спешна необходимост от ефективно предотвратяване и контрол на АЧС, за да се възстанови производството на свине. Този преглед обобщава ключовите елементи в предаването, превенцията и контрола на АЧС и предоставя ключов технически поглед върху повторното заселване на свинеферми.

2. Три ключови елемента в предаването на ASFV

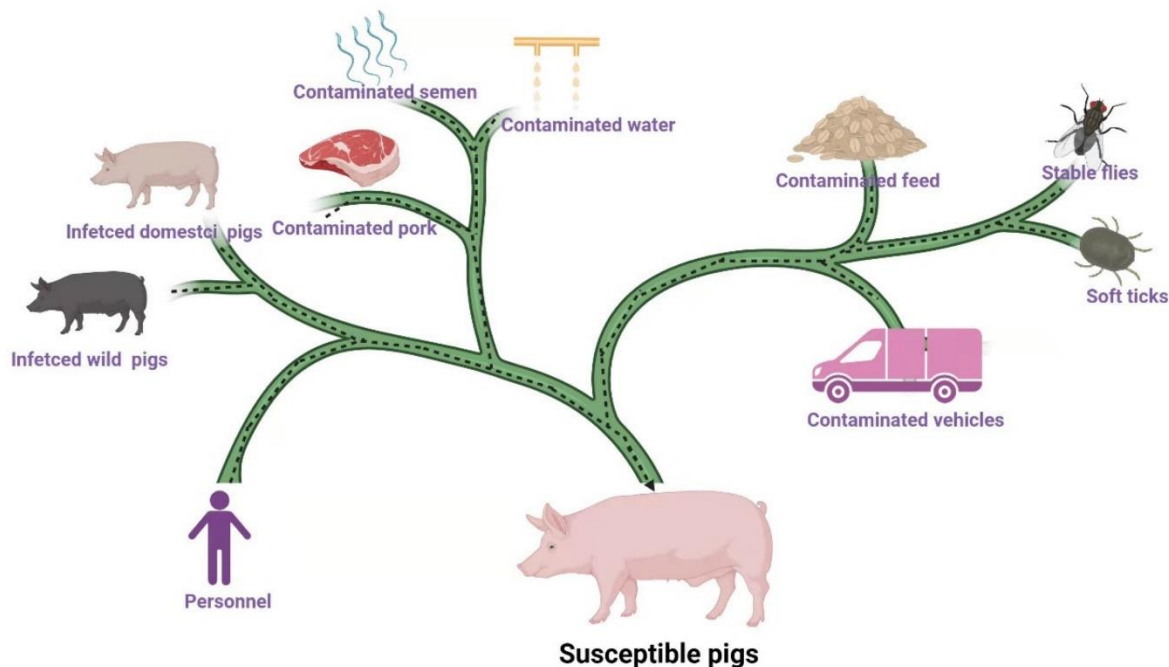
2.1. Източник на инфекция

Източникът на ASFV е показан на **Фигура 1**. Инфектирани домашни прасета, диви прасета, меки кърлежи, замърсени фуражи (включително суровини и помия), вода, сперма, свинско месо, персонал, превозни средства и инструменти са основните източници на ASFV [11,12,13,14]. Освен това оборната муха², пиявици и други кръвосмучещи насекоми също могат да бъдат източници на ASFV [15,16].

Данните, публикувани от MARA, съобщават, че между август и ноември 2018 г. 34% от огнищата на АЧС са били причинени от помия (кухненски отпадъци), 46% от

² Оборна муха (*Stomoxys calcitrans*) е кръвосмучеща муха от род *Stomoxys*, разпространена в Евразия, но днес разпространен по целия свят.

хора и превозни средства и 19% от живи прасета и продукти от свинско месо [11]. Съобщава се, че сред 100 случая на инфекция с АЧС, 42% от тях са причинени от хранене с помия, 40% от заразени хора и превозни средства, 16% от заразени прасета и продукти, пренасящи вируси, и 2% от диви свине [17].



Фигура 1. Източникът на инфекция с ASFV. Заразените домашни прасета, диви прасета, меки кърлежи, заразена храна, вода, сперма, свинско месо, персонал, превозни средства и инструменти са основните източници на ASFV. Оборните мухи и други насекоми (пиявици, целуващи бръмбари и свински въшки) могат да разпространят ASFV. Епидемиологичното проучване показва, че заразените домашни и диви прасета и заразените фуражи, персонал, превозни средства и свинско месо са основните източници на инфекцията в Китай [11,17]. (Номерът на споразумението за авторски права е LR23BRLD53 от оригиналната статия).

Инфекциозните източници (матрици заразени/замърсени с вируса го носят и задържат дълго време, което е една от трудностите при предотвратяването и контрола на АЧС. Африканските брадавичести свине, храстовата (речна) свиня и меките кърлежи от *Ornithodoros* spp. са резервоарните гостоприемници на ASFV [18,19].

Ornithodoros maroccanus пренася вируса в продължение на 655 дни или дори 5 години, с други кърлежи *Ornithodoros*, като *O. porcinus porcinus*, поддържайки силватичния цикъл на ASFV между пустинните брадавичести свине (*Phacochoerus aethiopicus*) и меките кърлежи [19,20,21]. Освен това остава неясно колко дълго възстановилите се (оздравели) прасета могат да носят вируса и колко често могат да излъчват вируса. Съобщава се обаче, че оздравелите прасета все още могат да отделят ASFV и да заразят възприемчиви прасета 6 месеца след инфекцията с ASFV [22]. ASFV може да продължи да циркулира за дълъг период от време в популациите на свине поради постоянната наличност на чувствителни прасета [5,23].

Упоритата жизненост [19,24] и силната устойчивост на инактивиране на ASFV [5,25,26] са два други аспекта, които правят подобни епидемии трудни за управление. ASFV оцелява 11 дни в изпражненията при стайна температура, един месец в

заразена кошара, 18 месеца в кръв, съхранявана при 4° С, и няколко години в замразено месо [27].

Ефективна дезинфекция на АЧС може да се постигне само когато се използва препоръчителната концентрация на дезинфектант и е осигурено време за контакт [28]. Необходими са 30 минути за инактивиране на ASFV с 0,8% натриев хидроксид, 2,3% хлорен препарат, 3% о-фенил фенол, 0,3% формалин и 1% калциев хидроксид [27]. Въпреки това, действителната продължителност на дезинфекция в свинефермите е много по-кратка от тази и се влошава от различни органични вещества като протеин [28], което затруднява унищожаването на вируса в околната среда или на повърхността на обектите.

2.2. Път на предаване

2.2.1. Орално предаване

Поглъщането на заразена с вируси храна, пиенето на заразена вода и поглъщането на вирусни частици от инфекциозни източници са най-важните пътища за предаване на ASFV. При симулирано проучване за трансокеански транспорт на ASFV от Европа до Съединените щати, живи вируси бяха открити в различни храни, което предполага, че храната носи инфекциозен вирус [29]. Niederwerder et al. демонстрира, че прасетата, които са погълнали фуражи, заразени с щама Georgia 2007/1, са били заразени с минимална инфекциозна доза ASFV от 104 TCID₅₀ и средната инфекциозна доза е 106,8 TCID₅₀ [30]. Изненадващо, минималната инфекциозна доза ASFV в питейната вода е само 1 TCID₅₀, а средната инфекциозна доза е 10 TCID₅₀ в същото проучване [30], което показва, че предаването на ASFV през питейната вода е много по-ефективно от това чрез храната. Greig et al. съобщават, че оралната средна инфекциозна доза на високо вирулентен щам на ASFV от Танзания чрез поглъщане на заразена храна е 105,4 HAD₅₀ [31].

Досега все още знаем относително малко за **факторите, които са важни за предаването на ASFV чрез замърсена храна** [13]. Като се има предвид, че инкубационният период на заразените прасета е 3-19 дни, вирусът може да бъде открит в слюнката на ден 2 след инфекцията, когато се отделят голям брой вируси [2,32]. **Следователно интензивните свинеферми трябва да поставят безопасността на пиене и хранене на особено важно място.** Традиционният режим на пиене и хранене на улейни общи корита в блока за бременни свине, който е популярен в свиневъдните ферми в Азия, трябва да бъде променен в нов модел на независима/индивидуална поилка за вода и купа за хранене.

Няколко проучвания съобщават, че **жизнеспособни вируси са открити в назална течност, ректална течност, урина и други екскреции от заразени с ASFV прасета** [14,26,33]. Монтгомъри показва в своето проучване, че домашните прасета са били заразени при консумация на замърсени с изпражнения и урина фуражи с вирулентен кенийски щам на ASFV [3]. Освен това се съобщава, че 9,7–36,1% от заразените прасета показват симптоми на орално, назално, анално или вагинално кървене в ранния стадий на острата инфекция с ASFV, а титърът на вируса в кръвта е много висок [2,34]. Следователно, той лесно води до замърсяване на околната среда, включително фураж и питейна вода, и причинява предаване в околните прасета. Поради това е важно да се идентифицират и унищожат заразените прасета възможно най-рано.

Освен това храненето с **помия (кухненски остатъци)** е показано като важен начин за разпространение на ASFV в историята [35], което също често е важен път за предаване по време на ранното разпространение на ASFV в Китай [11,17]. Освен

това, според последните епидемиологични изследвания **прясна трева и семена**, замърсени със секрети от инфекциозни диви свине, са възможни източници на инфекция за прасета в задния двор [13]. Например, единадесет случая на инфекция с ASFV, произхождащи от дива свиня, са докладвани в Китай, Далечния изток на Русия и Северна Южна Корея [7]. Въпреки това, разпределението на популацията на азиатската дива свиня и епидемиологичната информация за ASFV в популацията на азиатската дива свиня остават неясни.

2.2.2. Аерозолно предаване

Заразените с ASFV прасета изхвърлят вируси в околната среда чрез екскреции и секрети, а титърът на вируса в тяхната слюнка, назална течност, изпражнения и урина е особено висок по време на острата фаза [36]. Когато прасетата показват симптоми на кихане и кашляне, тези инфекциозни секрети могат да бъдат разпръснати и превърнати в аерозоли, пренасящи вируси. Когато изпражненията или урината, носещи вируса, се изсушат, вдигащият се прах от движението на животни, може също да генерира аерозоли, пренасящи вирус [37]. Установено е, че титърът на ASFV във въздуха е положително свързан с количеството вирус, екскретиран от изпражненията. В острия стадий на АЧС, когато в изпражненията се появи висок титър на ASFV, се открива и голямо натоварване с ASFV в околния въздух. Въпреки това, няма пряка корелация между натоварването с ASFV във въздуха и нивото на вирусна екскреция в устните и назалните секрети [37,38]. Предполага се, че вирусът във въздуха вероятно идва от изпражнения, носещи вирус.

Полуживотът на ASFV във въздуха е 19,2 минути (qPCR тест, оценка на физическото разпадане на ASFV) или 14,1 минути (вирусно титруване, оценка на физическото и биологичното разпадане на ASFV) [37]. Вирусът може постоянно да „плува“ във въздуха на свинарника или да следва въздушния поток към въздухоотводите. Открити са около 3 log₁₀ TCID₅₀ еквивалент вирус на кубичен метър въздух. Прасе с 25 kg телесно тегло вдишва 15 L въздух в минута и е изчислено, че е изложено на 4 log₁₀ TCID₅₀ еквивалента на вируса всеки ден, което би било достатъчно, за да причини инфекция при възприемчиво прасе [38,39]. Wilkinson et al. демонстрира, че ASFV може да се предава по въздух, с максимално разстояние на предаване от 2,3 m между болни и здрави прасета, но вирусът не е открит във въздуха [40]. De Carvalho Ferreira et al. съобщават, че ASFV е открит количествено във въздуха и изхода на въздуха на заразен с вируса свинарник [37]. Olesen et al. потвърди, че ASFV може да се предава чрез аерозоли [33]. **В заключение, ASFV може да се предава в свинеферми под формата на аерозоли, което може да бъде важен начин за предаване на ASFV в свинефермите.**

2.2.3. Пренасяне от насекоми

ASFV е единственият известен ДНК вирус, който може да се предава чрез вектори [36,41,42]. Засега само за **меките кърлежи от *Ornithodoros spp.*** е установено, че улесняват репликацията на ASFV и са най-често срещаният вектор на вируса [26]. Първият документиран случай на изолиране на ASFV при кърлежи (*O. erraticus*) е регистриран в Испания през 60-те години на миналия век [43,44]. Оттогава е установено, че осем вида *Ornithodoros* участват в предаването на ASFV [19]. ASFV може да се предава хоризонтално, сексуално, трансвариално и трансстадиално при кърлежите *Ornithodoros* [36,44]. Някои видове кърлежи *Ornithodoros* могат да пренасят тези вируси дълго време след заразяването [44,45]. Кърлежите *Ornithodoros* предпочитат да живеят в гнезда на диви прасета, а възрастните могат да живеят десетилетия и да оцелеят дълго време без да ядат, което прави меките кърлежи *Ornithodoros* идеален резервоар за ASFV и поддържа ASFV в

силватичния цикъл сред пустинни брадавичести свине (*Phacochoerus aethiopicus*) [19, 21]. Кърлежите *Ornithodoros*, за които е потвърдено, че могат да предават ASFV на чувствителни прасета, включват *O. coriaceus*, *O. puertoricensis*, *O. turicata*, *O. erraticus*, *O. marocanus*, *O. moubata complex*, *O. moubata porcinus* и *O. savignyi*. Засега обаче не се съобщава за разпространението им в Китай.

Други видове *Ornithodoros* (*O. tartakovskyi*, *O. tholozani*, *O. capensis* Neumann, *O. papillipes* и *O. lahorensis* Neumann) са идентифицирани в Китай [45,46], като все още не е известно дали тези видове участват в разпространението на АЧС.

Съобщава се, че *Dermacentor reticulatus*, вид твърд кърлеж, също е заразен с ASFV и може да поддържа инфекцията в продължение на 56 дни [19,47]. Нов вид ASFV, който може да зарази твърди кърлежи (*D. silvarum* и *D. niveus*), беше открит в Китай през 2018 г. и този нов тип ASFV може да се предава през яйчиците, от възрастни женски пол на *D. niveus* до ларви от първо поколение [47]. **Въпреки това, нито едно от двете проучвания не показва, че твърдите кърлежи са в състояние да предават ASFV на чувствителни прасета.**

Докладвани са и други насекоми, които могат да разпространят ASFV. Например, **оборните мухи** (*Stomoxys calcitrans*) могат да бъдат заразени с ASFV и да поддържат откриваем брой вируси в продължение на поне два дни [48]. Освен това проучванията потвърждават, че **оборните мухи могат не само механично да предават ASFV на възприемчиви прасета [48], но също така да предават вируса чрез ухапване.** Съобщава се дори за погълнати оборни мухи, заразени с ASFV, които са предали инфекцията [16]. **Понастоящем обаче не е ясно каква роля, ако има такава, играят оборните мухи в епидемиите от АЧС.**

Освен това, скорошни проучвания показват, че ASFV може да персистира в **пиявици** (*Hirudo medicinalis*) и целуващи бръмбари (семейство: *Reduviidae*, подсемейство: *Triatominae*) [15,19].

ASFV също е открит при **свински въшки** (*Haematopinus suis*), събрани от експериментално заразени домашни прасета [13,49], докато **личинките от мухи не са резервоарни гостоприемници на ASFV и не могат механично да разпространяват ASFV** [50].

2.2.4. Ятрогенно предаване

ASFV може да се разпространи от прасета, носители на вируси, към чувствителни прасета чрез заразено медицинско оборудване, като общи имунизационни игли, известно като ятрогенно предаване [5,27]. Няколко проучвания съобщават, че кръвта от заразени с ASFV прасета носи достатъчно вирус за разпространение на инфекция [2,14,51], така че ятрогенният път може да играе значителна роля в предаването на ASFV. Въпреки това, ефективността на инфекцията на този път и неговото значение в епидемиологията на ASFV остават неясни. В Китай е наблюдавано, че по време на ранния стадий на огнище на АЧС в интензивни свинеферми, бременните свине майки често са били засегнати по-бързо от други групи свине (като отбити подрастващи прасета и прасета за угояване). Това може да е свързано със споделено замърсяване с игла по време на множество имунизации в рамките на инкубационния период на АЧС. Чрез мерките за изоставяне на някои ваксини, намаляване на честотата на масовата ваксинация и стриктно практикуване на една игла за ваксиниране на една свиня свиня, процентът на заболяемост сред свинете намаля значително при неотдавнашните огнища на АЧС в Китай.

2.2.5. Предаване чрез сперма Няма преки доказателства, които да показват дали ASFV се предава чрез сперма [26]. Някои проучвания обаче показват, че ASFV може да бъде открит в сперма от заразени нерези [52]. Световната организация за здравеопазване на животните (Office International des Epizooties, OIE) обнародва Кодекса за здравето на сухоземните животни, който постановява, че спермата от глиган не би следвало да носи ASFV.

2.2.6. Вертикално предаване

Schlafer и Mebus съобщават, че инфекцията с ASFV е довела до аборт при свине майки при експериментални условия, но не успява да изолира вируса от тъканите, събрани от абортирани фетуси. Предполага се, че абортът може да бъде причинен от стрес от инфекция при свинете майки, а не от вертикално предаване на самия вирус [53]. Antiabong et al. предостави молекулярно доказателство за вертикално предаване на вируса. В проучването ДНК на АЧС е открита в плацентата и феталните органи от свине, показващи клинични симптоми на АЧС, което предполага, че вертикалното предаване на АЧС може да се случи през плацентата [54]. Засега обаче други случаи не са регистрирани. Обобщение на различните пътища на предаване на ASFV, както и техните характеристики и ефективност на предаване е дадено в Таблица 1.

Таблица 1. Различни пътища на предаване на АЧС и техните характеристики и ефективност на предаване

Маршрут на предаване	Характеристики	Ефективност на предаването
Орално предаване	Поглъщане на заразена с вируси храна, пиене на заразена вода или поглъщане на вирусни частици.	Най-важният път на предаване на ASFV; ефективността на предаване чрез питейна вода е много по-висока от тази чрез фураж.
Аерозолно предаване	Титърът на ASFV във въздуха е свързан положително с количеството на вируса, отделен от изпражненията на свинете.	ASFV може да се разпространи в свинарника на кратко разстояние чрез аерозоли.
Предаване чрез насекоми	ASFV е единственият известен ДНК вирус, пренасян от насекоми; кърлежите <i>Ornithodoros</i> са най-честият вектор, въпреки че други насекоми (мухи, пиявици, целуващи бръмбари и свински въшки) също могат да разпространяват ASFV.	Меките кърлежи <i>Ornithodoros</i> са идеален резервоар за вирусите за поддържане на силватичния цикъл на ASFV сред видовете пустинни брадавичести свине и кърлежи <i>Ornithodoros</i>
Ятрогенно предаване	Прасетата, носители на вируса, и податливите прасета се имунизират или се инжектират с терапевтично лекарство със същата игла.	Инфекционната ефективност на ятрогенното предаване и значението му в епидемиологията на ASFV все още не са напълно оценени.
Предаване чрез сперма	ASFV може да се изолира от сперма на заразени нерези, но няма преки доказателства, че ASFV може да се предава чрез спермата; Здравният кодекс за сухоземните животни постановява, че спермата на глиганите не трябва да носи ASFV.	Липса на убедителни данни.
Вертикално предаване	Все още липсват знания и данни за вертикалното предаване на ASFV, с изключение на едно проучване, което докладва молекулярно доказателство за вертикално предаване на вируса	В момента е трудно да се направят изводи.

2.3. Възприемчиви животни

ASFV заразява предимно членовете на семейство Свиневе (*Suidae*), като домашни прасета, диви прасета и скитащи полу-диви прасета, както и меки кърлежи *Ornithodoros*. Клиничните симптоми обаче се наблюдават само при домашни прасета, скитащи полу-диви прасета и Европейската дива свиня, докато брадавичестите свине (*Phacochoerus africanus* и *P. aethiopicus*), Речната свиня (*Potamochoerus porcus* и *P. larvatus*) и Гигантската горска свиня (*Hylochoerus meinertzhageni*) са като носители на ASFV и действат като резервоар-гостоприемници на вируса [3,20,27].

Опитите за изкуствено заразяване на други животни (едър рогат добитък, телета, кон, овца, куче, котка, морско свинче, волове, таралеж, хамстер, плъх, мишка и различни птици) се провалиха [3,36,55]. Няколко проучвания показват, че ASFV може да се размножава при зайци и кози, след като агентът е модифициран чрез множество експериментални инфекции [55]. Кръвните проби от гризачи и птици, събрани от засегнати от АЧС ферми в Литва и Русия, са били отрицателни за ASFV [13]. Chen et al. тества *Dermacentor (Ixodidae)* твърди кърлежи (*D. nuttalli*, *D. silvarum* и *D. niveus*) и овча и говежда кръв и открива ASFV ДНК сегменти в проби от *D. silvarum*, *D. niveus* и овча кръв. Допълнителният анализ на ДНК последователността показва, че това е ASFV от нов тип. Трансовариалното предаване на този нов тип ASFV в твърди кърлежи *Dermacentor (Ixodidae)* (*D. niveus*) беше потвърдено чрез PCR. Авторите смятат, че този нов щам на ASFV има по-широк кръг от гостоприемници, като овце, говеда и твърди кърлежи [47]. Въпреки това, тъй като изследователите не са изолирали вируса и не са провели експерименти за инфекция с животни, това заключение трябва да се третира с повишено внимание.

3. Стратегии за превенция и контрол

3.1. Ваксина срещу ASFV

Ваксинацията е една от най-добрите мерки за контрол на вирусни заболявания по животните. В момента обаче няма налична ефективна ваксина срещу АЧС. ASFV е голям двуверижен ДНК вирус със сложна структура и голям геном (170~190 kb). Той кодира голямо разнообразие от протеини (около 170 протеина), включително различни имунно интерфериращи протеини [7]. Въпреки че някои от вирусните протеини са имуногенни, основните антигенни епитопи не са определени и точният механизъм на защитния отговор не е ясен, което възпрепятства разработването на ваксина срещу АЧС [7,56]. Разработването на ваксината срещу АЧС започва през 60-те години на миналия век. Изследователите са изследвали и тествали различни видове ваксини срещу АЧС, включително инактивирани ваксини [57,58,59], ДНК ваксини [60,61], субединични ваксини [62] и вирусни векторни ваксини [63,64]. За съжаление, почти всички усилия за разработване на ваксини срещу АЧС се провалиха. Доказано е, че инактивираните ваксини са неефективни, тъй като изглежда не предизвикват клетъчен имунитет, дори когато са добавени имунни адюванти. Субединичните ваксини не биха могли да работят добре, когато основният неутрализиращ антиген все още предстои да бъде идентифициран. Повечето ДНК ваксини произвеждат само частичен или дори никакъв защитен ефект, с изключение на един набор от векторни ваксини, който наскоро показва 100% защита [7,17,65,66]. Интересното е, че живите атенюирани вирусни ваксини (LAVs) срещу ASFV ще бъдат по-обещаващи. Например, някои скорошни генно-изтрети LAVs показаха голям потенциал [8,67,68,69,70]. Въпреки това, няма подходяща пасажна клетъчна линия, която да поддържа производството на ASF LAVs. Освен това трябва да се разработи техниката за диференциално етикетирание за разграничаване на инфекцията с ASFV от ваксинираните животни (DIVA) и трябва да се обърне подходящо

внимание на опасенията за безопасност. Това са ключовите фактори, които понастоящем ограничават развитието на ASF LAVs [7].

3.2. Лекарства против АЧС

През последните няколко десетилетия са документирани някои съединения или налични в търговската мрежа лекарства с анти-ASFV активност *in vitro*. Colpitts et al. съобщава, че **aUY11, ароматно нуклеозидно производно**, не само има значителна инхибиторна активност срещу вируси като вируса на грип А (IAV) и вируса на хепатит С (HCV) [71], но също така може да инхибира пролиферацията на ASFV по дозозависим начин във Vero клетки [72]. Освен това Freitas и Mottola и други откриват, че **флуорохинолоните** могат да инхибират репликацията на вируса чрез блокиране на ДНК-Торо II на ASFV [73,74]. Gallardo et al. откри, че полифенолите като **ресвератрол и окисления ресвератрол** могат да инхибират пролиферацията на ASFV чрез потискане на репликацията на вирусна ДНК и късния вирусен протеинов синтез [75]. Sánchez et al. съобщават, че **амилоридът**, лекарство, използвано при клиничното лечение на едематозни заболявания, като ефективен инхибитор на макрофагоцитозата, има значителна анти-ASFV активност върху Vero клетките [76]. Въпреки това, изследванията върху тези съединения спряха само на клетъчно ниво *in vitro* и техните потенциални ефекти при прасета, заразени с ASFV, остават да бъдат определени.

3.3. Устойчиви на АЧС прасета

В продължение на век учени от цял свят неуморно проверяват и изследват устойчиви на АЧС прасета, но с малък успех. Най-ранният доклад за устойчиви на ASFV прасета в света може да се проследи до 1914–1917 г. Чрез тестове за предизвикателство Монтгомъри потвърди, че ASFV има напълно различна патогенност спрямо домашни свине и африкански диви прасета (африкански храстови прасета и брадавичести свине); Предизвикването в домашните свине причинява обширно увреждане на сърцето, белите дробове, далака, стомаха, бъбреците и лимфоидната тъкан, което води до 100% смъртност. Що се отнася до храстовите и брадавичестите свине, няма почти никакви клинични симптоми и няма смъртни случаи, с изключение на двама индивида, които са починали по неизвестна причина, различна от ASFV с лек гастроентерит (една храстова свиня) и крупозна пневмония на двата бели дроба (една брадавичеста свиня), без друго увреждане на тъкани и органи [3]. Това проучване първо потвърди, че африканските храстови и брадавичести свине са устойчиви на ASFV. Всъщност, африканската брадавичеста свиня, храстовите прасета и гигантската горска свиня, като резервоар гостоприемници на ASFV, могат да бъдат асимптоматично заразени с ASFV [77,78] и да покажат очевидна резистентност към ASFV [79]; обаче почти всички домашни прасета от всички възрасти и породи са податливи на ASFV, развивайки различна степен на клинични симптоми [18,80]. Въпреки че разликата в резистентността към ASFV вероятно е свързана с генетичните различия на различните породи свине, все още не се знаят генетичните детерминанти на чувствителността към ASFV [77]. Palgrave et al. сравнява геномите на брадавичести свине и домашни прасета и установява разлика в Rel-подобния домейн, участващ в трансдукцията на NF-κB цитокинов сигнал, съдържа протеин A (RELA, известен също като P65) между тези два вида, което предполага, че тази разлика в гените може да бъде генетична основа на различна чувствителност към инфекция с ASFV между брадавичестата свиня и домашното прасе [81]. Lillico et al. използва технология за редактиране на гени и заменя гена RELA на домашно прасе с хомоложен ген RELA на брадавичеста свиня [82,83]; въпреки това резултатите показват, че заместването на NF-κB мотивите на

брадавическата свиня в RELA на домашни прасета не е достатъчно за придаване на резистентност към ASFV [84]. Едно ранно проучване установи, че CD163 е макрофаг-специфичен рецептор за инфекция с ASFV [85], което предполага, че устойчивите на ASFV прасета могат да бъдат създадени чрез нокаутиране на гена CD163. Интересно е, че прасетата, изтрети от CD163, са резистентни към инфекция с PRRSV (Вирус на репродуктивен и респираторен синдром на свинете) [86]. Въпреки това, последващи проучвания потвърждават, че CD163 не е основен рецептор за инфекция с ASFV [87,88], като по този начин намалява осъществимостта на това предположение.

В допълнение към технологията за редактиране на гени, друг начин за отглеждане на устойчиви на ASFV прасета е събирането и скринингът на толерантни прасета, които са оцелели в страни или региони с огнище на ASFV. Чрез проверка на научни експерименти могат да бъдат избрани естествено устойчиви на АЧС прасета. Penrith et al. придоби група домашни прасета с по-висока резистентност към ASFV (с високо разпространение на циркулиращи антитела срещу ASFV) в Северен Мозамбик, за да проучи дали тяхното потомство има наследствена резистентност към ASFV; за съжаление, след като 105-те потомци бяха предизвикани, 104 от тях развиха остра АЧС и в крайна сметка умряха [89]. Всъщност скринингът на естествено устойчиви на АЧС прасета е дългосрочна, голяма извадка, отнемаща време и трудоемка задача и може би също изисква малко късмет.

През март 2020 г. изследователски екип от Китай съобщи за устойчивите на АЧС домашни свине LS-2, което беше първият път, когато устойчивите на АЧС домашни свине бяха успешно идентифицирани в света и това е от голямо значение за скрининга на АЧС-устойчиви прасета [90]. Това проучване е проведено в лаборатория със степен на безопасност BSL-3, чрез тест за провокация на вирулентен щам на ASFV генотип II, комбиниран с анализ на характеристиките на антиинфекциозен отговор, и е установено, че прасетата LS-2 са значително устойчиви на орална инфекция от 106.0 TCID₅₀ ASFV SY18 щам; в сравнение с обикновените домашни прасета, прасетата LS-2 показват значително подобрене в степента на преживяемост, времето, клиничните симптоми и отговора на антителата след заразяване, а също така има значителни разлики в експресията на възпалителния фактор [90].

Докладът [90] повдигна друга възможност за превенция и контрол на АЧС, т.е. **отглеждане на естествено устойчиви на АЧС домашни свине**. Поради тази причина е необходимо допълнително да се проучи резистентността на домашните прасета LS-2 към ASFV: (1) A variety of ASF virus strains, including those from different genotypes, should be used to challenge LS-2 pigs to explore their extensive ASFV resistance.

(1) Различни щамове на вируса на АЧС, включително тези от различни генотипове, трябва да се използват за предизвикване на LS-2 прасета, за да се изследва колко обширна е устойчивостта им към вируса на АЧС.

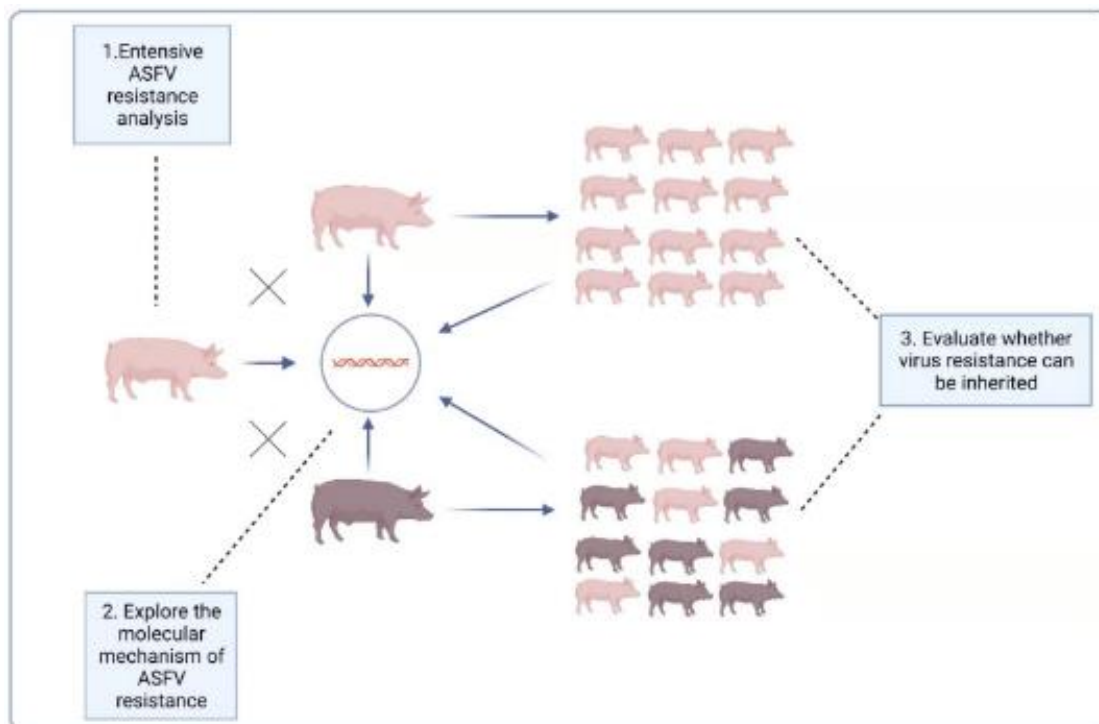
(2) Както оралният, така и ятрогенният път са възможни начини за заразяване на прасетата с ASFV; следователно, при експерименталните условия, вирусното предизвикателство също трябва да използва различни методи на инфекция, като орално приложение и интрамускулно инжектиране, за да се провери изчерпателно устойчивостта на ASFV на LS-2 прасетата при тези различни обстоятелства.

(3) За двупосочния тест с контролни прасета бяха създадени две експериментални групи: обикновени домашни прасета и прасета LS-2 бяха отгледани в една и съща кошара и също една група от обикновени домашни прасета беше предизвикана, за да се наблюдава въздействието върху състоянието на свинете LS-2;

другата група прасета LS-2 също беше предизвикана, за да се наблюдава въздействието върху състоянието на обикновените домашни прасета.

(4) Устойчивостта на потомството на LS-2 прасенца към ASFV трябва да бъде оценена и за да се проучи дали техните характеристики на устойчивост към вируси могат да бъдат наследени, и е особено необходимо да се оцени дали хибридно потомство на LS-2 и Duroc има резистентност към ASFV.

(5) Антивирусният механизъм на устойчиви на АЧС прасета трябва да бъде проучен на молекулярно ниво, след което трябва да се предостави теоретична основа за развъждането на устойчивост към болести. Горните пет изследователски въпроса са обобщени на фигура 2.



Фигура 2. Три нива на характеристиките на устойчивост към LS-2 ASFV, които трябва да бъдат допълнително проучени.

3.4. Ефективна дезинфекция

Дезинфекцията е начинът за унищожаване на инфекциозни организми чрез използване на химически или физически агенти [91]. Ефективните стратегии за дезинфекция изискват пълно разбиране на ASFV, правилните дезинфектанти, метода на дезинфекция, работната концентрация и продължителността на излагане, подходящата работна температура на дезинфектантите и евентуално други параметри. Освен това трябва да се обмисли внимателно проектирано **почистване преди дезинфекция** и стриктна процедура за наблюдение след дезинфекция [92]. Няколко статии описват жизнеспособността на ASFV при различни условия [26,27,28,55,93]. Основната информация е обобщена в **Таблица 2**, а различните методи за дезинфекция и тяхното общо приложение са показани в **Таблица 3**.

Рутинната дезинфекция трябва да се извършва в райони, където свинефермата е в контакт с външния свят, като помещенията за продажба, дворовете за животни, вход за персонала, зоните и рампите за получаване на нови животни и т.н. **Почистването преди дезинфекция е най-важният елемент в процеса на дезинфекция** [91]. В свинефермите, когато животните не могат да бъдат

прехвърлени, обикновено е неефективно да се извършва дезинфекция. Ето защо използването на режим „всичко пълно/всичко празно“ за намаляване на циркулацията на патогени и извършване на дезинфекция на свинарниците по време на „празния престой“ е по-практично и ефективно [92]. Неправилната употреба на дезинфекционните вани за крака и за превозните средства трябва да се избягва, за да се постигне идеален дезинфекционен ефект. Например, дезинфектантите трябва да се презареждат на всеки 2–3 дни, ваните да са защитени от дъжд, тъй като това ще разрежи дезинфектанта, и да са предпазени от сняг, за да не замръзва разтвора; освен това **оборският тор, калта или други остатъци по ботушите трябва да бъдат напълно отмити, преди да се накиснат в дезинфектанта**, като трябва да се осигури продължителността на накисване [92]. Накратко, за успешната дезинфекция трябва внимателно да се обмислят различни аспекти, но неуспешната дезинфекция изисква само една малка грешка, включително използването на прекомерно разреден дезинфектант, непълно почистване, недостатъчно време за контакт, неподходяща температура, влажност, рН и т.н. И накрая, трябва да се проведе тест за нуклеинова киселина на ASFV, за да се проследи ефекта на дезинфекцията.

Таблица 2. Жизнеспособността на ASFV при различни условия.

Състояние	Жизнеспособност	Характеристика	Справка
Температура	37°C – 11–22 дни 56°C – 60–70 min 60°C – 15–20 min	Силно устойчив на ниска температура, но чувствителен на висока температура	[26,28]
рН	3.9 < рН < 13.4, със серум – 7 дни рН 13.4, без серум – 21 часа рН 13.4, със серум – 7 дни	Широк диапазон на устойчивост на рН и може да се увеличи със серум	[26,28,94]
Кръв	Кръв при 4° C – 18 месеца Загниваща кръв – 15 седмици	Кръвта повишава жизнеспособността на ASFV	[27]
Тор/бокс	Фекалии при 4° C – 8 дни Фецес при 37° C/3 – 4 дни Урина при 4° C – 15 дни Урина при 21° C – 5 дни Урина при 37° C – 2–3 дни Замърсени кошари за свине – 1 месец	Жизнеспособността на ASFV в оборския тор се влияе от температурата, а ниската температура е от полза за оцеляването на вируса	[3,95]
Продукти от свински произход/ органи	Месо при 4–8° C – 84–155 дни Солено месо – 182 дни Сушено месо – 300 дни Месо с или без кост, смяно месо – 105 дни Варено месо (минимум 30 минути при 70° C) – 0 дни Пушено месо – 30 дни Замразено месо – 1000 дни Охладено месо – 110 дни Карантии – 105 дни Кожа/мазнина (дори изсъхнала) – 300 дни Далак, съхраняван в хладилник – >204 дни Костен мозък (в обезкостено месо) – 180–188 дни	Вирусите в тъканите или органите могат да оцелеят дълго време и високите температури благоприятстват елиминирането на вирусите.	[26,27]

Състояние	Жизнеспособност	Характеристика	Справка
Фураж/Вода	Храна, заразена с инфекциозна кръв, 4° C – 30 дни Вода, заразена със заразна кръв, 4° C – >60 дни замърсен фураж, при стайна температура – 1 ден замърсена вода, при стайна температура – 50 дни замърсен фураж, при 4 °C – >30 дни замърсен фураж, при 4 °C – >60 дни	ASFV оцелява по-добре във вода, отколкото във фураж	[26,96]
Химикали/дезинфектанти	0,8% натриев хидроксид – 30 мин 2,3% хлор (хипохлорити) – 30 мин 0,3% формалин – 30 мин 3% ортофенилфенол – 30 мин 1% калциев хидроксид – 30 минути	Определената концентрация и контактно време на дезинфектанта е ключът към инактивирането на ASFV	[27,28]

Таблица 3. Различни методи за дезинфекция и тяхното общо приложение.

Видове	Характеристики	Приложение
Вода	Горещата вода разтваря неорганичните соли, емулгира мазнините, отмива органичните остатъци и лесно убива ASFV.	За почистване и дезинфекция на свинарници; внимавайте да не се изгорят работници или странични лица.
Калциев оксид	Промиване с вар (калциев оксид, смесен с вода) има биоцидни ефекти върху бактерии и вируси, включително ASFV.	Разстила се върху земята или заровени трупове след обезлюдяването.
Хлорни дезинфектанти	Концентрацията, рН, наличието на естествени протеини и амоняк влияят върху ефикасността на хлорните дезинфектанти.	Обикновено се използва при дезинфекция на вода и пречистване на отпадъчни води във висока концентрация, докато фекалният материал обикновено инхибира дезинфектанти на базата на натриев хипохлорит.
Йод и дезинфектанти на основата на йод	Йодофорите са комбинации от йод с различни носители. Твърдата вода и органичният материал намаляват активността на йодофорите.	Йодофорите се използват за общо почистване и дезинфекция, като потапяне на биберони и хирургически ексфолианти.
Натриев хидроксид	Корозивен и дразнещ, потенциална опасност за околната среда и хората.	Дезинфекция на оборудване, превозни средства и канализация.
Фенолни съединения	Силна миризма, вирусите с обвивка са чувствителни към него, както и прасетата; малки дози могат да бъдат фатални за прасетата.	Използвайте като дезинфектант за ваните за крака на входовете на помещенията за животни.
Органични киселини	Бактерицидните и леки вироцидни свойства правят органичните киселини добър избор за дезинфектант при обработката на храни.	За питейна вода, фуражи и дезинфекция на зеленчуци.

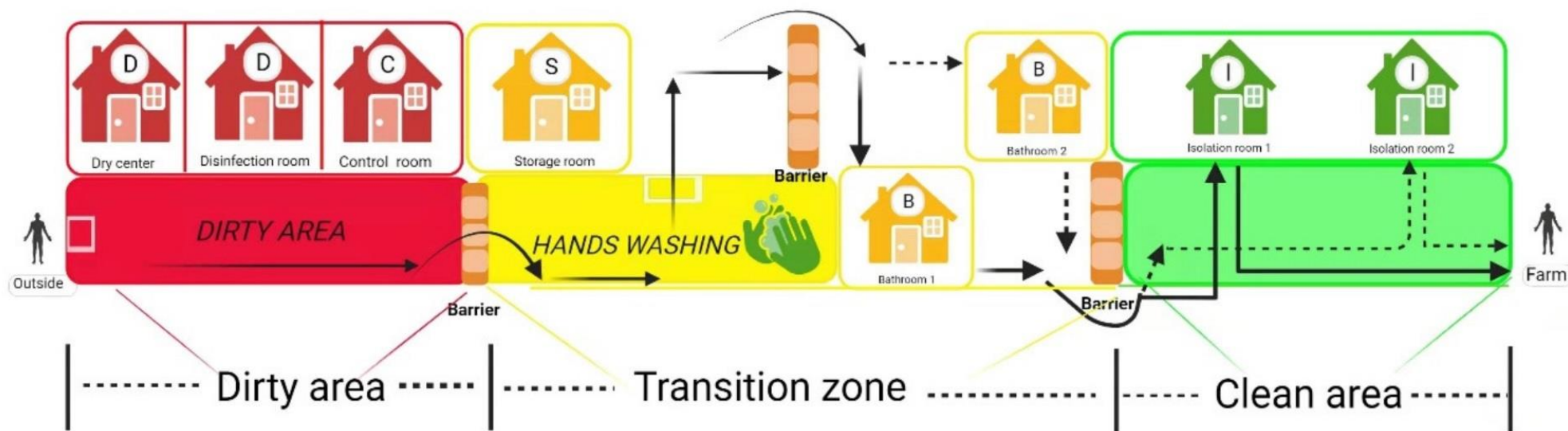
Видове	Характеристики	Приложение
Формалдехид	Фумигацията с формалдехид може да бъде завършена само когато температурата е над 13° С и относителната влажност е над 70%.	Използва се за фумигиране на превозни средства, помещения или дори сгради, които могат да бъдат запечатани.

Таблицата е адаптирана от Beltrán-Alcrudo et al., 2017 [27]; Juskiewicz et al., 2019 [28]; Kahrs, 1995 [92]; Krug et al., 2018 [97].

3.5. Високи нива на биосигурност

В митническите служби на международните летища, корабните терминали и железопътните гари трябва да се извършват стриктни проверки и карантина на продуктите от свинско месо, за да се предотврати внасянето на всякакви видове свинско месо от международни пътници. Остатъците от храна по международни полети, кораби или влакове трябва да се изхвърлят правилно [36]. След като ферма бъде потвърдена като положителна за АЧС, около заразената ферма трябва да се въведе 3-километрова защитена зона и 10-километрова зона за наблюдение и транспортирането на прасета трябва да бъде строго ограничено в тези райони [98]. Засегнатата свинеферма трябва да бъде обезлюдена, унищожените прасета трябва да бъдат изгорени, дълбоко заровени или компостирани и накрая, площта на фермата, както и цялото оборудване трябва да бъдат старателно дезинфекцирани, почистени и изсушени в продължение на най-малко 40 дни [98].

Научното проектиране на структурата на свинефермите и прилагането на строги мерки за биосигурност са предпоставки за ефективно прекъсване на пътя на предаване на ASFV, което предпазва податливите животни от инфекция с ASFV [99,100]. Типичната биосигурност на свинефермата включва основно осем аспекта, както е показано в Таблица 4. Сред тях входовете за персонал и изолационните помещения трябва да бъдат изградени със специално внимание. Структурна схема на входните и изолационните помещения за персонала е показана на фигура 3. Входът за персонала е разделен на три части, включително мръсна зона, преходна зона и чиста зона, а между двете различни зони са поставени пейки от масивно дърво (бариери), за да се избегне замърсяване на различни зони. Служителите оставят „мръсните“ си дрехи, обувки и шапки в мръсната зона, измиват ръцете си и се къпят в преходната зона, а след това обличат чисти гащеризони и ботуши, за да се преместят в изолационните стаи, където престояват 2 дни. През това време се събират и тестват в лаборатория тампони от стъпалата, пръстите и косата. Ако резултатите от теста са отрицателни, ще им бъде разрешено влизане във фермата. Тъй като персоналят е важен източник на инфекция с АЧС [11,17], свинефермите трябва да обърнат внимание на инфраструктурното изграждане на входа и изолационните помещения за персонала, да имат строг приеман процес и да осигурят неговото изпълнение.



Фигура 3. Структурната схема на входния коридор за персонала и изолационните помещения. Стрелките означават еднопосочния пешеходен маршрут. Служителите оставят „мръсните“ си дрехи, обувки и шапки в мръсната зона, измиват ръцете си и се къпят в преходната зона, а след това обличат чисти гащеризони и ботуши, за да се преместят в изолационните стаи, където престояват 2 дни. Сух център (60° C, >20 минути) и помещение за дезинфекция (материали, които не издържат на високи температури, като специални лекарства или продукти за ваксини, озонова фумигация или ултравиолетово облъчване [101] могат да се използват за дезинфекция на материалите) се използват за дезинфекция на стоки. Контролната и складовата стая се използват за наблюдение на входа на персонала и съответно за съхранението на дезинфекцирани стоки. (Номерът на споразумението за авторски права е EF23BRLLLP).

Таблица 4. Осем опасения за типична система за биосигурност на свиневъдната ферма.

Точка на безпокойство	Ключови технически точки
Местоположение и оформление	Основният принцип за избор на местоположение за свинеферма е тя да е далеч от други свинеферми, кланици, жилищни райони и транспортни коридори.
Безопасност при въвеждането на млади свине майки	Производителите на свине трябва да намалят или спрат въвеждането на нови млади свине майки. В противен случай, отрицателните за ASFV женски свине трябва да бъдат въведени чрез транспортиране с въздушна филтрация и под строг мониторинг.
Поставяне на ограда	Оградата около свинефермата може да действа като физическа бариера, за да попречи на външни лица да навлизат в района на свинефермата и да държи животните далеч от свинете.
Рутинна дезинфекция	Ефективната дезинфекция изисква правилните дезинфектанти, метод на дезинфекция, работна концентрация и продължителност, подходяща работна температура на дезинфектантите и внимателно проектирано почистване преди дезинфекция и строг мониторинг след дезинфекция.
Центърът за миене и нагряване на превозни средства и оборудване	ASFV е чувствителен към висока температура и по този начин затворена стая за сушене на превозни средства и добра дезинфекция при 60° C (>20 минути) е много полезна за осигуряване на пълно инактивиране на ASFV.
Входен коридор и изолационна стая за персонала	Трябва да се изградят добре проектирани входове за персонала и изолационни стаи, разделени на три части, включително мръсна зона, преходна зона и чиста зона, за да се намали рискът служителите да внесат ASFV.
Унищожаване на болни и мъртви прасета	Аутопсиите трябва да бъдат забранени в или около свинефермите, а пробите от съмнителни свине трябва да бъдат събрани и тествани в определено съоръжение извън фермата възможно най-скоро в съответствие с разпоредбите за безопасно вземане на проби, транспортиране и изследване на високорискови патогени.
Безопасност на фуражите	Спрете храненето с помия, разработете нова технология за производство на фуражи, за да инактивирате възможния ASFV, съществуващ в съставките на фуража или в пълноценния фураж, и гарантирайте безопасността на праха от свински серумен протеин.

4. Репопулация на свинеферми

След първото избухване на АЧС през август 2018 г., популацията на свине в Китай продължи да намалява и това доведе до сериозно намаляване на популацията на свинете [7]. Земеделските производители се опитват да заселят отново свинефермите, но повечето ранни опити се провалят. Според данните от мониторинга за 400 определени окръга в Китай, издадени от MARA, през ноември 2019 г. общият брой на живите прасета в страната се е възстановил за първи път, което е увеличение от 2,0% спрямо предходния месец [102]. По-окуражаващо е, че броят на свинете майки за разплод постигна увеличение от 0,6% на месец за първи път през октомври 2019 г., а след това продължи месечния ръст за пет последователни месеца. През февруари 2020 г. броят на свинете майки за разплод се е увеличил с 10,0% в сравнение със септември 2019 г., а до края на юни 2021 г. броят на свинете майки за разплод и общата популация на свине достигнаха съответно 45,64 милиона и 439 милиона, най-накрая близо до бройки в една нормална година, което разкрива, че повторното заселване на свинеферми в Китай е било успешно [103].

В сравнение с малки и средните свинеферми, големите свиневъдни предприятия са постигнали по-добро възстановяване на производството поради предимствата в капитала и технологиите. Например, броят на свинете майки в Heilongjiang Dabeinong Agriculture and Husbandry Food Co., Ltd. (Heilongjiang, Китай), едно от най-големите предприятия за отглеждане на свине в Китай, се е увеличил от 57 000 преди избухването на АЧС до над 95 000 сега, увеличение от 67%. Един от съавторите на тази статия участва в повторното заселване на тринадесет свинеферми от юни 2019 г. Броят на свинете майки в тези повторно заселвани ферми варира от 3000 до 5000. До май 2021 г. всички тринадесет свинеферми са влезли в нормално производство, постигайки 100% успех на повторното заселване.

Повторното заселване на свинеферми включва шест стъпки, както е показано на **Фигура 4**, а ключовите технически точки са обобщени в **Таблица 5**. Подходът и прилагането на повторното заселване на свинеферми в Китай може да предостави пример, който може да бъде полезен за останалите свиневъди по света.



Фигура 4. Блок-схема за повторно заселване на свинеферми. (1) Първоначално трябва да се направи оценка на риска от повторно заселване. (2) След това се създават или обновяват съответните съоръжения, за да се подобри нивото на управление на биосигурността. (3) След това фермата се почиства и дезинфекцира старателно, а (4) ефикасността на дезинфекцията и безопасността на фермата се оценяват чрез лабораторни тестове за дезинфекция и/или контролни оценки на животни преди (5) въвеждането на младите свине майки. (6) Накрая се извършва нормално производство и инфекциите с ASFV се наблюдават рутинно.

Таблица 5. Ключови технически точки в шест стъпки на повторно заселване на свинеферми.

Стъпки на повторно заселване	Ключови технически точки
Оценка на риска от репопулация	Анализиране на причината за избухването на ASFV във фермата и ясно обмисляне дали тя може да бъде отстранена, изследване на епидемичната ситуация с ASF около фермата (повторната инвазия на ASFV често е трудно да се избегне във ферми с дефекти в избора на местоположение).
Подобряване на нивото на управление на биосигурността	Съответни съоръжения (коридор за вход на персонала, стая за изолация, ограда, център за нагряване на превозни средства и материали, звено за отглеждане на млади свине майки (GDU), станция за трансфер на материали, център за измиване и дезинфекция на превозни средства, стая за трансфер на умъртвени прасета и кула за трансфер на фураж) трябва да бъдат построени или реновирани; трябва да се създадат специална длъжност с отговорности по биосигурността, трябва да се определят длъжностните отговорности, да се наемат нови служители и да се провежда редовно строго обучение.
Дезинфекция на ферми	За дезинфекцията на вода може да се изберат хлорсъдържащи дезинфектанти или органична киселина; натриев хидроксид може да бъде избран за дезинфекция на канализацията и калиев персулфат може да се използва за дезинфекция на околната среда; дезинфекцията на помещения за свине може да се комбинира с конвенционални дезинфектанти, гореща вода, обгаряне с пламък, сушене на празните халета и боксове, фумигация с формалдехид. За дезинфекция на превозни средства могат да се използват препарати и дезинфектанти в комбинация със сушене при висока температура.
Ефикасността на дезинфекцията и оценка на безопасността на стопанството	Вземат се тампонни проби от околната среда и оборите, и се изпращат в лабораторията за тестване на ASFV, за да се оценят резултатите от дезинфекцията. Повторно зареждане със здрави животни трябва да се предприема само когато тестове след дезинфекция и/или контролните оценки на сентинелните животните разкрият, че в помещенията има малка вероятност за задържане на остатъчни патогени [92].
Въвеждане на женски млади свине майки	Младите женски свине животни идват от ферми за разплод с двойно отрицателен тест за ASFV – антиген и антитела. Използването на затворени и климатизирани превозни средства или превозни средства, оборудвани със системи за филтриране на въздуха, за да се гарантира безопасността на транспортирането. Младите женски трябва да бъдат изолирани и наблюдавани в специалното за тях звено – GDU, най-малко 30 дни. През това време се събират и изследват проби от слюнка и кръв и отрицателните резултати от ASFV ще позволят на женските да бъдат пуснати във фермата.
Нормално производство и мониторинг за ASFV	Събират се тампонни проби от целия влизач персонал и превозни средства за лабораторно изследване на ASFV. Редовно се събират и изследват проби от кръв и слюнка от болни прасета и тампонни проби от вентилационните перки в свинарниците. След като бъде открит положителен резултат, е необходимо да се активират съответните мерки за ранно предупреждение и процедури за коригиране на грешки.

5. ЗАКЛЮЧЕНИЯ

ASFV има история от повече от 100 години в световен мащаб. Предвидимо е, че ще продължи да застрашава индустрията за свине и свързаните с нея индустрии в страните по света за още дълго време в бъдеще. Въпреки че мерките за предотвратяване и контрол на АЧС все още са ограничени, опитът, натрупан при

успешните и неуспешни опити за превенция и контрол на АЧС, може да даде насоки на практикуващите. Пробивите и напредъкът, постигнат в ASF LAVs и векторни ваксини, лекарства против ASFV и устойчиви на ASFV прасета, придружени от възстановяването на популацията на свине в Китай, ще предадат положителна енергия и увереност на практикуващите. Ако научно разберем трите ключови елемента в предаването на АЧС, гарантираме биосигурността на свиневдните ферми и извършваме повторно населване стъпка по стъпка, кампанията за превенция и контрол на АЧС със сигурност ще бъде успешна.



Други научни становища и актуална информация от областта на здравето, хуманното отношение и благосъстоянието на животните, антимикробната резистентност, както и оценка на риска по цялата хранителна верига може да намерите на сайта на Центъра за оценка на риска по хранителната верига:

ЦОРХВ, Научна оценка „Разпространение на африканската чума по свинете в Европа през 2022 г. и оценка на риска за новия сезон 2022/2023 г.;

<https://corhv.government.bg/%D0%94-%D0%A0-%D0%9A%D0%9A%D0%9E%D0%95%D0%92-%D0%94%D0%92%D0%9C-%D0%94-%D0%A0-%D0%9C%D0%92%D0%90%D0%A1%D0%98%D0%9B%D0%95%D0%92%D0%90-%D0%97%D0%9E%D0%9E%D0%98%D0%9D%D0%96-%D0%94-%D0%A0-%D0%9D-%D0%9B%D0%A3%D0%9A%D0%90%D0%9D%D0%9E%D0%92%D0%90-%D0%9E%D0%9D%D0%A1-%D0%9D%D0%90%D0%A3%D0%A7%D0%9D%D0%90-%D0%9E%D0%A6%D0%95%D0%9D%D0%9A%D0%90-p-71-2041>

Както и други материали:

<http://corhv.government.bg/>

<http://corhv.government.bg/?cat=27>

<http://corhv.government.bg/?cat=71>

Д-р Койчо Коев, д.в.м.

д-р Мадлен Василева

01.12.2022 г.

Книгопис:

Liu, Y.; Zhang, X.; Qi, W.; Yang, Y.; Liu, Z.; An, T.; Wu, X.; Chen, J. Prevention and Control Strategies of African Swine Fever and Progress on Pig Farm Repopulation in China. Viruses 2021, 13, 2552. <https://doi.org/10.3390/v13122552>

- 1. Wang, N.; Zhao, D.; Wang, J.; Zhang, Y.; Wang, M.; Gao, Y.; Li, F.; Wang, J.; Bu, Z.; Rao, Z.; et al. Architecture of African swine fever virus and implications for viral assembly. Science 2019, 366, 640–644. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]*
- 2. Zhao, D.; Liu, R.; Zhang, X.; Li, F.; Wang, J.; Zhang, J.; Liu, X.; Wang, L.; Zhang, J.; Wu, X.; et al. Replication and virulence in pigs of the first African swine fever virus isolated in China. Emerg. Microbes Infect. 2019, 8, 438–447. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[Green Version](#)]*

3. Eustace Montgomery, R. *On A Form of Swine Fever Occurring in British East Africa (Kenya Colony)*. *J. Comp. Pathol. Ther.* **1921**, 34, 159–191. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
4. Netherton, C.L.; Connell, S.; Benfield, C.T.O.; Dixon, L.K. *The Genetics of Life and Death: Virus-Host Interactions Underpinning Resistance to African Swine Fever, a Viral Hemorrhagic Disease*. *Front. Genet* **2019**, 10, 402. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]
5. Penrith, M.L.; Vosloo, W. *Review of African swine fever: Transmission, spread and control*. *J. S. Afr. Vet. Assoc.* **2009**, 80, 58–62. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
6. Li, X.; Tian, K. *African swine fever in China*. *Vet. Rec.* **2018**, 183, 300–301. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
7. Gavier-Widen, D.; Stahl, K.; Dixon, L. *No hasty solutions for African swine fever*. *Science* **2020**, 367, 622–624. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
8. FAO. *ASF Situation in Asia Update*. Available online: http://www.fao.org/ag/againfo/programmes/en/empres/ASF/situation_update.html (accessed on 26 November 2021).
9. Chen, W.Y.; Zhao, D.M.; He, X.J.; Liu, R.Q.; Wang, Z.L.; Zhang, X.F.; Li, F.; Shan, D.; Chen, H.F.; Zhang, J.W.; et al. *A seven-gene-deleted African swine fever virus is safe and effective as a live attenuated vaccine in pigs*. *Sci. China Life Sci.* **2020**, 63, 623–634. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
10. Hayes, D.; Fabiosa, J.; Elobeid, A.; Carriquiry, M. *Economy Wide Impacts of a Foreign Animal Disease in the United States; Working Paper 11-WP 525*. 2011; Center for Agricultural and Rural Development, Iowa State University: Ames, IA, USA, 2011. [[Google Scholar](#)]
11. Dixon, L.K.; Sun, H.; Roberts, H. *African swine fever*. *Antivir. Res.* **2019**, 165, 34–41. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
12. Sanchez-Vizcaino, J.M.; Mur, L.; Gomez-Villamandos, J.C.; Carrasco, L. *An update on the epidemiology and pathology of African swine fever*. *J. Comp. Pathol.* **2015**, 152, 9–21. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
13. Guinat, C.; Gogin, A.; Blome, S.; Keil, G.; Pollin, R.; Pfeiffer, D.U.; Dixon, L. *Transmission routes of African swine fever virus to domestic pigs: Current knowledge and future research directions*. *Vet. Rec.* **2016**, 178, 262–267. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
14. Guinat, C.; Reis, A.L.; Netherton, C.L.; Goatley, L.; Pfeiffer, D.U.; Dixon, L. *Dynamics of African swine fever virus shedding and excretion in domestic pigs infected by intramuscular inoculation and contact transmission*. *Vet. Res.* **2014**, 45, 93. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
15. Karalyan, Z.; Avetisyan, A.; Avagyan, H.; Ghazaryan, H.; Vardanyan, T.; Manukyan, A.; Semerjyan, A.; Voskanyan, H. *Presence and survival of African swine fever virus in leeches*. *Vet. Microbiol.* **2019**, 237, 108421. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
16. Olesen, A.S.; Lohse, L.; Hansen, M.F.; Boklund, A.; Halasa, T.; Belsham, G.J.; Rasmussen, T.B.; Botner, A.; Bodker, R. *Infection of pigs with African swine fever virus via ingestion of stable flies (*Stomoxys calcitrans*)*. *Transbound. Emerg. Dis.* **2018**, 65, 1152–1157. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]
17. Wang, Y.; Gao, L.; Li, Y.; Xu, Q.; Yang, H.; Shen, C.; Huang, B. *African swine fever in China: Emergence and control*. *J. Biosaf. Biosecur.* **2019**, 1, 7–8. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
18. Marisa, A.; Ana, D.; Linda, D.; Carmina, G.; Ferran, J.; Alberto, L.; Carlos, M.; Michael, P.R.; Yolanda, R.; Fernando Jose-Manuel, R.J.V. *Approaches and Perspectives for Development of African Swine Fever Virus Vaccines*. *Vaccines* **2017**, 5, 35. [[Google Scholar](#)]
19. Golnar, A.J.; Martin, E.; Wormington, J.D.; Kading, R.C.; Teel, P.D.; Hamer, S.A.; Hamer, G.L. *Reviewing the Potential Vectors and Hosts of African Swine Fever Virus Transmission in the United States*. *Vector Borne Zoonotic Dis.* **2019**, 19, 512–524. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]

20. Revilla, Y.; Pérez-Núñez, D.; Richt, J.A. African Swine Fever Virus Biology and Vaccine Approaches. *Adv. Virus Res.* **2018**, *100*, 41–74. [[Google Scholar](#)]
21. Boinas, F.S.; Wilson, A.J.; Hutchings, G.H.; Martins, C.; Dixon, L.J. The persistence of African swine fever virus in field-infected *Ornithodoros erraticus* during the ASF endemic period in Portugal. *PLoS ONE* **2011**, *6*, e20383. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
22. Patrick, B.N.; Machuka, E.M.; Githae, D.; Banswe, G.; Amimo, J.O.; Ongus, J.R.; Masembe, C.; Bishop, R.P.; Steinaa, L.; Djikeng, A.; et al. Evidence for the presence of African swine fever virus in apparently healthy pigs in South-Kivu Province of the Democratic Republic of Congo. *Vet. Microbiol.* **2020**, *240*, 108521. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
23. Penrith, M.L.; Lopes Pereira, C.; Lopes da Silva, M.M.; Quembo, C.; Nhamusso, A.; Banze, J. African swine fever in Mozambique: Review, risk factors and considerations for control. *Onderstepoort. J. Vet. Res.* **2007**, *74*, 149–160. [[Google Scholar](#)]
24. Fischer, M.; Mohnke, M.; Probst, C.; Pikalo, J.; Conraths, F.J.; Beer, M.; Blome, S. Stability of African swine fever virus on heat-treated field crops. *Transbound. Emerg. Dis.* **2020**, *67*, 2318–2323. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
25. Kalmar, I.D.; Cay, A.B.; Tignon, M. Sensitivity of African swine fever virus (ASFV) to heat, alkalinity and peroxide treatment in presence or absence of porcine plasma. *Vet. Microbiol.* **2018**, *219*, 144–149. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
26. Mazur-Panasiuk, N.; Zmudzki, J.; Wozniakowski, G. African Swine Fever Virus—Persistence in Different Environmental Conditions and the Possibility of its Indirect Transmission. *J. Vet. Res.* **2019**, *63*, 303–310. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)] [[Green Version](#)]
27. Beltrán-Alcrudo, D.; Arias, M.; Gallardo, C.; Kramer, S.; Penrith, M.L. African Swine Fever: Detection and Diagnosis—A Manual for Veterinarians; FAO Animal Production and Health Manual No. 19; Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO): Rome, Italy, 2017; p. 88. [[Google Scholar](#)]
28. Juskiewicz, M.; Walczak, M.; Wozniakowski, G. Characteristics of selected active substances used in disinfectants and their virucidal activity against ASFV. *J. Vet. Res.* **2019**, *63*, 17–25. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)] [[Green Version](#)]
29. Dee, S.A.; Bauermann, F.V.; Niederwerder, M.C.; Singrey, A.; Clement, T.; de Lima, M.; Long, C.; Patterson, G.; Sheahan, M.A.; Stoian, A.M.M.; et al. Survival of viral pathogens in animal feed ingredients under transboundary shipping models. *PLoS ONE* **2018**, *13*, e0194509. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)] [[Green Version](#)]
30. Niederwerder, M.C.; Stoian, A.M.M.; Rowland, R.R.R.; Dritz, S.S.; Petrovan, V.; Constance, L.A.; Gebhardt, J.T.; Olcha, M.; Jones, C.K.; Woodworth, J.C. Infectious Dose of African Swine Fever Virus When Consumed Naturally in Liquid or Feed. *Emerg. Infect. Dis.* **2019**, *25*, 891–897. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
31. Greig, A. Pathogenesis of African swine fever in pigs naturally exposed to the disease. *J. Comp. Pathol.* **1972**, *82*, 73–79. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
32. Pietschmann, J.; Guinat, C.; Beer, M.; Pronin, V.; Tauscher, K.; Petrov, A.; Keil, G.; Blome, S. Course and transmission characteristics of oral low-dose infection of domestic pigs and European wild boar with a Caucasian African swine fever virus isolate. *Arch. Virol.* **2015**, *160*, 1657–1667. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
33. Olesen, A.S.; Lohse, L.; Boklund, A.; Halasa, T.; Gallardo, C.; Pejsak, Z.; Belsham, G.J.; Rasmussen, T.B.; Botner, A. Transmission of African swine fever virus from infected pigs by direct contact and aerosol routes. *Vet. Microbiol.* **2017**, *211*, 92–102. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[Green Version](#)]
34. Kipanyula, M.J.; Nong'ona, S.W. Variations in clinical presentation and anatomical distribution of gross lesions of African swine fever in domestic pigs in the southern highlands of Tanzania: A

- field experience. *Trop. Anim. Health Prod.* **2017**, 49, 303–310. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
35. Sanchez-Vizcaino, J.M.; Mur, L.; Martinez-Lopez, B. African swine fever: An epidemiological update. *Transbound. Emerg. Dis.* **2012**, 59 (Suppl. 1), 27–35. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
36. MacLachlan, N.J.; Dubovi, E.J. *Fenner's Veterinary Virology*, 5th ed.; Academic Press: San Diego, CA, USA, 2017; pp. 175–182. [[Google Scholar](#)]
37. De Carvalho Ferreira, H.C.; Weesendorp, E.; Quak, S.; Stegeman, J.A.; Loeffen, W.L. Quantification of airborne African swine fever virus after experimental infection. *Vet. Microbiol.* **2013**, 165, 243–251. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
38. De Carvalho Ferreira, H.C.; Weesendorp, E.; Elbers, A.R.; Bouma, A.; Quak, S.; Stegeman, J.A.; Loeffen, W.L. African swine fever virus excretion patterns in persistently infected animals: A quantitative approach. *Vet. Microbiol.* **2012**, 160, 327–340. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
39. Alexandersen, S.; Brotherhood, I.; Donaldson, A.I. Natural aerosol transmission of foot-and-mouth disease virus to pigs: Minimal infectious dose for strain O1 Lausanne. *Epidemiol. Infect.* **2002**, 128, 301–312. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
40. Wilkinson, P.J.; Donaldson, A.I.; Greig, A.; Bruce, W. Transmission studies with African swine fever virus. *Infections of pigs by airborne virus. J. Comp. Pathol.* **1977**, 87, 487–495. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
41. Penrith, M.L. African swine fever. *Onderstepoort. J. Vet. Res.* **2009**, 76, 91–95. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
42. Pietschmann, J.; Mur, L.; Blome, S.; Beer, M.; Perez-Sanchez, R.; Oleaga, A.; Sanchez-Vizcaino, J.M. African swine fever virus transmission cycles in Central Europe: Evaluation of wild boar-soft tick contacts through detection of antibodies against *Ornithodoros erraticus* saliva antigen. *BMC Vet. Res.* **2016**, 12, 1. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[Green Version](#)]
43. Burrage, T.G. African swine fever virus infection in *Ornithodoros* ticks. *Virus Res.* **2013**, 173, 131–139. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
44. Frant, M.; Wozniakowski, G.; Pejsak, Z. African swine fever (ASF) and ticks. No risk of tick-mediated ASF spread in Poland and Baltic states. *J. Vet. Res.* **2017**, 61, 375–380. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[Green Version](#)]
45. Manzanoromán, R.; Díazmartín, V. *Soft Ticks as Pathogen Vectors: Distribution, Surveillance and Control*; Intech: Rijeka, Croatia, 2012; pp. 125–162. [[Google Scholar](#)]
46. Zhang, Y.K.; Zhang, X.Y.; Liu, J.Z. Ticks (Acari: Ixodoidea) in China: Geographical distribution, host diversity, and specificity. *Arch. Insect. Biochem.* **2019**, 102, e21544. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
47. Chen, Z.; Xu, X.F.; Wang, Y.F.; Bei, J.L.; Jin, X.F.; Dou, W.H.; Ji, H.S.; Duan, Y.J.; Yang, X.J.; Gao, S. DNA segments of African Swine Fever Virus detected for the first time in hard ticks from sheep and bovines. *Syst. Appl. Acarol.-UK* **2019**, 24, 180–184. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
48. Mellor, P.S.; Kitching, R.P.; Wilkinson, P.J. Mechanical transmission of capripox virus and African swine fever virus by *Stomoxys calcitrans*. *Res. Vet. Sci.* **1987**, 43, 109–112. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
49. Anchez Botija, C.B.C. African swine fever virus in *Haematopinus suis*. *Bulletin de l'Office International des Epizooties* **1966**, 66, 699–705. [[Google Scholar](#)]
50. Forth, J.H.; Amendt, J.; Blome, S.; Depner, K.; Kampen, H. Evaluation of blowfly larvae (Diptera: Calliphoridae) as possible reservoirs and mechanical vectors of African swine fever virus. *Transbound. Emerg. Dis.* **2018**, 65, e210–e213. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
51. Gallardo, C.; Fernandez-Pinero, J.; Pelayo, V.; Gazaev, I.; Markowska-Daniel, I.; Pridotkas, G.; Nieto, R.; Fernandez-Pacheco, P.; Bokhan, S.; Nevolko, O.; et al. Genetic Variation among

- African Swine Fever Genotype II Viruses, Eastern and Central Europe. *Emerg. Infect. Dis.* **2014**, 20, 1544–1547. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
52. Thacker, B.J.; Larsen, R.E.; Joo, H.S.; Leman, A.D. Swine diseases transmissible with artificial insemination. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* **1984**, 185, 511–516. [[Google Scholar](#)]
53. Schlafer, D.H.; Mebus, C.A. Abortion in sows experimentally infected with African swine fever virus: Pathogenesis studies. *Am. J. Vet. Res.* **1987**, 48, 246–254. [[Google Scholar](#)]
54. Antiabong, J.; Owolodun, O.; Adefalajo, O.; Yakubu, B.; Ogedengbe, M.; Shamaki, D. Molecular Evidence of Transplacental (Vertical) Route of Transmission of African Swine Fever In Foetus of Pig: A Case Report. *Internet J. Vet. Med.* **2006**, 2, 2. [[Google Scholar](#)]
55. Hess, W.R. African swine fever virus. *Virol. Monogr.* **1971**, 9, 1–33. [[Google Scholar](#)]
56. Rock, D.L. Challenges for African swine fever vaccine development—“Perhaps the end of the beginning”. *Vet. Microbiol.* **2017**, 206, 52–58. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
57. Blome, S.; Gabriel, C.; Beer, M. Modern adjuvants do not enhance the efficacy of an inactivated African swine fever virus vaccine preparation. *Vaccine* **2014**, 32, 3879–3882. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
58. Stone, S.S.; Hess, W.R. Antibody response to inactivated preparations of African swine fever virus in pigs. *Am. J. Vet. Res.* **1967**, 28, 475–481. [[Google Scholar](#)]
59. Forman, A.J.; Wardley, R.C.; Wilkinson, P.J. The immunological response of pigs and guinea pigs to antigens of African swine fever virus. *Arch. Virol.* **1982**, 74, 91–100. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
60. Argilagué, J.M.; Perez-Martin, E.; Gallardo, C.; Salguero, F.J.; Borrego, B.; Lacasta, A.; Accensi, F.; Diaz, I.; Nofrarias, M.; Pujols, J.; et al. Enhancing DNA immunization by targeting ASFV antigens to SLA-II bearing cells. *Vaccine* **2011**, 29, 5379–5385. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
61. Sunwoo, S.Y.; Pérez-Núñez, D.; Morozov, I.; Sánchez, E.; Gaudreault, N.; Trujillo, J.; Mur, L.; Nogal, M.; Madden, D.; Urbaniak, K.J.V. DNA-Protein Vaccination Strategy Does Not Protect from Challenge with African Swine Fever Virus Armenia 2007 Strain. *Vaccines* **2019**, 7, 12. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]
62. Gómez-Puertas, P.; Rodríguez, F.; Oviedo, J.M.; Brun, A.; Alonso, C.; Escribano, J.M. The African swine fever virus proteins p54 and p30 are involved in two distinct steps of virus attachment and both contribute to the antibody-mediated protective immune response. *Virology* **1998**, 243, 461–471. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]
63. Murgia, M.V.; Mogler, M.; Certoma, A.; Green, D.; Monaghan, P.; Williams, D.T.; Rowland, R.R.R.; Gaudreault, N.N. Evaluation of an African swine fever (ASF) vaccine strategy incorporating priming with an alphavirus-expressed antigen followed by boosting with attenuated ASF virus. *Arch. Virol.* **2019**, 164, 359–370. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
64. Neilan, J.G.; Zsak, L.; Lu, Z.; Burrage, T.G.; Kutish, G.F.; Rock, D.L. Neutralizing antibodies to African swine fever virus proteins p30, p54, and p72 are not sufficient for antibody-mediated protection. *Virology* **2004**, 319, 337–342. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]
65. Sanchez, E.G.; Perez-Nunez, D.; Revilla, Y. Development of vaccines against African swine fever virus. *Virus Res.* **2019**, 265, 150–155. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
66. Goatley, L.C.; Reis, A.L.; Portugal, R.; Goldswain, H.; Shimmon, G.L.; Hargreaves, Z.; Ho, C.S.; Montoya, M.; Sanchez-Cordon, P.J.; Taylor, G.; et al. A Pool of Eight Virally Vected African Swine Fever Antigens Protect Pigs against Fatal Disease. *Vaccines* **2020**, 8, 234. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
67. Borca, M.V.; Ramirez-Medina, E.; Silva, E.; Vuono, E.; Rai, A.; Pruitt, S.; Holinka, L.G.; Velazquez-Salinas, L.; Zhu, J.; Gladue, D.P. Development of a Highly Effective African Swine

- Fever Virus Vaccine by Deletion of the I177L Gene Results in Sterile Immunity against the Current Epidemic Eurasia Strain. *J. Virol.* **2020**, 94, e02017-19. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
68. Monteagudo, P.L.; Lacasta, A.; Lopez, E.; Bosch, L.; Collado, J.; Pina-Pedrero, S.; Correa-Fiz, F.; Accensi, F.; Navas, M.J.; Vidal, E.; et al. BA71DeltaCD2: A New Recombinant Live Attenuated African Swine Fever Virus with Cross-Protective Capabilities. *J. Virol.* **2017**, 91, e01058-17. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]
69. O'Donnell, V.; Risatti, G.R.; Holinka, L.G.; Krug, P.W.; Carlson, J.; Velazquez-Salinas, L.; Azzinaro, P.A.; Gladue, D.P.; Borca, M.V. Simultaneous Deletion of the 9GL and UK Genes from the African Swine Fever Virus Georgia 2007 Isolate Offers Increased Safety and Protection against Homologous Challenge. *J. Virol.* **2017**, 91, e01760-16. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
70. Reis, A.L.; Goatley, L.C.; Jabbar, T.; Sanchez-Cordon, P.J.; Netherton, C.L.; Chapman, D.A.G.; Dixon, L.K. Deletion of the African Swine Fever Virus Gene DPI48R Does Not Reduce Virus Replication in Culture but Reduces Virus Virulence in Pigs and Induces High Levels of Protection against Challenge. *J. Virol.* **2017**, 91, e01428-17. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
71. Colpitts, C.C.; Ustinov, A.V.; Epand, R.F.; Epand, R.M.; Korshun, V.A.; Schang, L.M. 5-(Perylen-3-yl)ethynyl-arabino-uridine (aUY11), an arabino-based rigid amphipathic fusion inhibitor, targets virion envelope lipids to inhibit fusion of influenza virus, hepatitis C virus, and other enveloped viruses. *J. Virol.* **2013**, 87, 3640–3654. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
72. Hakobyan, A.; Galindo, I.; Nanez, A.; Arabyan, E.; Karalyan, Z.; Chistov, A.A.; Streshnev, P.P.; Korshun, V.A.; Alonso, C.; Zakaryan, H. Rigid amphipathic fusion inhibitors demonstrate antiviral activity against African swine fever virus. *J. Gen. Virol.* **2018**, 99, 148–156. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
73. Freitas, F.B.; Frouco, G.; Martins, C.; Leitao, A.; Ferreira, F. In vitro inhibition of African swine fever virus-topoisomerase II disrupts viral replication. *Antivir. Res.* **2016**, 134, 34–41. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
74. Mottola, C.; Freitas, F.B.; Simoes, M.; Martins, C.; Leitao, A.; Ferreira, F. In vitro antiviral activity of fluoroquinolones against African swine fever virus. *Vet. Microbiol.* **2013**, 165, 86–94. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
75. Galindo, I.; Hernaez, B.; Berna, J.; Fenoll, J.; Cenis, J.L.; Escribano, J.M.; Alonso, C. Comparative inhibitory activity of the stilbenes resveratrol and oxyresveratrol on African swine fever virus replication. *Antivir. Res.* **2011**, 91, 57–63. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
76. Sánchez, E.; Quintas, A.; Pérez-Núñez, D.; Nogal, M.; Barroso, S.; Carrascosa, Á.; Revilla, Y. African swine fever virus uses macropinocytosis to enter host cells. *PLoS Pathog.* **2012**, 8, e1002754. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
77. Arias, M.; Jurado, C.; Gallardo, C.; Fernandez-Pinero, J.; Sanchez-Vizcaino, J.M. Gaps in African swine fever: Analysis and priorities. *Transbound. Emerg. Dis.* **2018**, 65 (Suppl. 1), 235–247. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
78. Penrith, M.L.; Vosloo, W.; Jori, F.; Bastos, A.D.S. African swine fever virus eradication in Africa. *Virus Res.* **2013**, 173, 228–246. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
79. Bishop, S.C.; Axford, R.F.E.; Nicholas, F.W.; Owen, J.B. *Breeding for Disease Resistance in Farm Animals*; CABI: Wallingford, UK, 2010. [[Google Scholar](#)]
80. Gallardo, M.C.; Reoyo, A.T.; Fernandez-Pinero, J.; Iglesias, I.; Munoz, M.J.; Arias, M.L. African swine fever: A global view of the current challenge. *Porc. Health Manag.* **2015**, 1, 21. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)][[Green Version](#)]
81. Palgrave, C.J.; Gilmour, L.; Lowden, C.S.; Lillico, S.G.; Mellencamp, M.A.; Whitelaw, C.B. Species-specific variation in RELA underlies differences in NF-kappaB activity: A potential role in African swine fever pathogenesis. *J. Virol.* **2011**, 85, 6008–6014. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)][[Green Version](#)]

82. Lilloco, S.G.; Proudfoot, C.; King, T.J.; Tan, W.; Zhang, L.; Mardjuki, R.; Paschon, D.E.; Rebar, E.J.; Urnov, F.D.; Mileham, A.J.; et al. Mammalian interspecies substitution of immune modulatory alleles by genome editing. *Sci. Rep.* **2016**, *6*, 21645. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
83. Proudfoot, C.; Lilloco, S.; Tait-Burkard, C. Genome editing for disease resistance in pigs and chickens. *Anim. Front.* **2019**, *9*, 6–12. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
84. McCleary, S.; Strong, R.; McCarthy, R.R.; Edwards, J.C.; Howes, E.L.; Stevens, L.M.; Sánchez-Cordón, P.J.; Núñez, A.; Watson, S.; Mileham, A.J.; et al. Substitution of warthog NF- κ B motifs into RELA of domestic pigs is not sufficient to confer resilience to African swine fever virus. *Sci. Rep.* **2020**, *10*, 8951. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
85. Sanchez-Torres, C.; Gomez-Puertas, P.; Gomez-del-Moral, M.; Alonso, F.; Escribano, J.M.; Ezquerro, A.; Dominguez, J. Expression of porcine CD163 on monocytes/macrophages correlates with permissiveness to African swine fever infection. *Arch. Virol.* **2003**, *148*, 2307–2323. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
86. Whitworth, K.M.; Rowland, R.R.R.; Ewen, C.L.; Tribble, B.R.; Kerrigan, M.A.; Cino-Ozuna, A.G.; Samuel, M.S.; Lightner, J.E.; McLaren, D.G.; Mileham, A.J.; et al. Gene-edited pigs are protected from porcine reproductive and respiratory syndrome virus. *Nat. Biotechnol.* **2016**, *34*, 20–22. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
87. Lithgow, P.; Takamatsu, H.; Werling, D.; Dixon, L.; Chapman, D. Correlation of cell surface marker expression with African swine fever virus infection. *Vet. Microbiol.* **2014**, *168*, 413–419. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[Green Version](#)]
88. Popescu, L.; Gaudreault, N.N.; Whitworth, K.M.; Murgia, M.V.; Nietfeld, J.C.; Mileham, A.; Samuel, M.; Wells, K.D.; Prather, R.S.; Rowland, R.R.R. Genetically edited pigs lacking CD163 show no resistance following infection with the African swine fever virus isolate, Georgia 2007/1. *Virology* **2017**, *501*, 102–106. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)] [[Green Version](#)]
89. Penrith, M.L.; Thomson, G.R.; Bastos, A.D.S.; Phiri, O.C.; Lubisi, B.A.; Du Plessis, E.C.; Macome, F.; Pinto, F.; Botha, B.; Esterhuysen, J. An investigation into natural resistance to African swine fever in domestic pigs from an endemic area in southern Africa. *Rev. Sci. Tech.* **2004**, *23*, 965–977. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
90. Chen, T.; Chen, Q.M.; Lei, G.E.; Liu, Z.Y.; Zhou, X.T.; Yu, Q.I.; Miao, F.M.; Tian-Wen, W.U.; Wang, L.; Yang, J.J. Characterizing Lansibai-2 pigs, a special breed in China, resistant to African swine fever. *Chin. J. Vet. Sci.* **2020**, *40*, 665–672. [[Google Scholar](#)]
91. Block, S.S. *Disinfection, Sterilization, and Preservation*; Lippincott Williams & Wilkins: Philadelphia, PA, USA, 2001. [[Google Scholar](#)]
92. Kahrs, R.F. General disinfection guidelines. *Rev. Sci. Tech.* **1995**, *14*, 105–163. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)] [[Green Version](#)]
93. Stone, S.S.; Hess, W.R. Effects of some disinfectants on African swine fever virus. *Appl. Microbiol.* **1973**, *25*, 115–122. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
94. Plowright, W.; Parker, J. The stability of African swine fever virus with particular reference to heat and pH inactivation. *Archiv für die Gesamte Virusforschung* **1967**, *21*, 383–402. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
95. Davies, K.; Goatley, L.C.; Guinat, C.; Netherton, C.L.; Gubbins, S.; Dixon, L.K.; Reis, A.L. Survival of African Swine Fever Virus in Excretions from Pigs Experimentally Infected with the Georgia 2007/1 Isolate. *Transbound. Emerg. Dis.* **2017**, *64*, 425–431. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
96. Sindryakova, I.P.; Morgunov, Y.P.; Chichikin, A.Y.; Gazaev, I.; Kudryashov, D.A.; Tsybanov, S.Z. The influence of temperature on the Russian isolate of African swine fever virus in pork products and feed with extrapolation to natural conditions. *Sel'skokhozyaistvennaya Biologiya* **2016**, *51*, 467–474. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]

97. Krug, P.W.; Davis, T.; O'Brien, C.; LaRocco, M.; Rodriguez, L.L. Disinfection of transboundary animal disease viruses on surfaces used in pork packing plants. *Vet. Microbiol.* **2018**, *219*, 219–225. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
98. Guinat, C.; Vergne, T.; Jurado-Diaz, C.; Sanchez-Vizcaino, J.M.; Dixon, L.; Pfeiffer, D.U. Effectiveness and practicality of control strategies for African swine fever: What do we really know? *Vet. Rec.* **2017**, *180*, 97. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)] [[Green Version](#)]
99. Chenais, E.; Lewerin, S.S.; Boqvist, S.; Stahl, K.; Alike, S.; Nokorach, B.; Emanuelson, U. Smallholders' perceptions on biosecurity and disease control in relation to African swine fever in an endemically infected area in Northern Uganda. *BMC Vet. Res.* **2019**, *15*, 279. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
100. Reicks, D.L. Effective biosecurity to protect North American studs and clients from emerging infectious disease. *Theriogenology* **2019**, *137*, 82–87. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)]
101. Xu, R.D.; Gong, L.; Wang, H.; Zhang, G.H. Disinfection Effect of Short-wave Ultraviolet Radiation(UV-C) on ASFV in Water. *J Infect.* **2020**, *80*, 686–687. [[Google Scholar](#)] [[CrossRef](#)] [[PubMed](#)]
102. MARA. National Hog Inventory Stopped Falling in November and Started to Rebound. Available online: http://www.moa.gov.cn/xw/zwdt/201912/t20191209_6332995.htm (accessed on 26 November 2021). (In Chinese)
103. MARA. China's Agricultural and Rural Economic Development Is Stable to Good. Available online: http://www.moa.gov.cn/xw/shipin/xwzx/202108/t20210803_6373433.htm (accessed on 26 November 2021). (In Chinese)