JOHE
Journal of Occupational Hygiene Engineering
J Occup Hyg Eng, 2022; 9(2): 70-87. Doi: 10.52547/johe.9.2.70
https://johe.umsha.ac.ir

UMSHA Press

Review Article

Sampling of Viruses and New Emerging Infections: A Systematic Review

Abolfazl Moghadasi[1], Saeed Jafari[1], Saeed Yousefinejad[1,*]

[1] Department of Occupational Health, School of Health, Shiraz University of Medical Sciences, Shiraz, Iran

Article history:
Received: 01 September 2021
Revised: 18 June 2021
Accepted: 26 June 2021
ePublished: 13 November 2022

***Corresponding author:** Saeed Yousefinejad, Department of Occupational Health, School of Health, Shiraz University of Medical Sciences, Shiraz, Iran.
Email: yousefisa@sums.ac.ir

Abstract

The rapid emergence of the SARS-COV-2 virus and its variants has shown the importance of the transmission of infectious diseases through bioaerosols. Bioaerosols are airborne particles that contain microorganisms or biological materials derived from living organisms. The ability of viruses to become airborne plays an important role in their spread. A total of 542 articles were collected for this study through searches in the electronic databases of PubMed, Scopus, and Web of Science using the selected keywords in the titles and abstracts of articles. Subsequently, all articles were screened based on their titles, abstracts, and the study objective, and 105 articles were selected for this systematic review. This study aimed to investigate the advantages and limitations of previously reported methods used for sampling airborne viruses, especially the new coronavirus. The authors investigated more than 100 articles focused on sampling and evaluation of airborne viruses, characteristics, and factors that affect the accuracy and precision of sampling methods. To date, many methods have been proposed for sampling airborne viruses, including liquid impingers, impactors, filters, and electrostatic precipitators. The efficiency and effectiveness of these virus sampling methods can be affected by such factors as the aerodynamic diameter of viruses, challenges related to the quantification of sampled viruses, the impossibility of differentiating between active and inactive viruses in the collected samples, the possibility of damage/inactivation during sampling and analysis, and other environmental factors. Each of these methods has advantages and disadvantages that limit their application.

Keywords: Air, Airborne Transmission, SARS-CoV2, Sampling, Virus

Please cite this article as follows: Moghadasi A, Jafari S, Yousefinejad S. Sampling of Viruses and New Emerging Infections: A Systematic Review. *J Occup Hyg Eng*. 2022; 9(2): 70-87. DOI: 10.52547/johe.9.2.70

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

Copyright © 2022 Journal of Occupational Hygiene Engineering. This is an open-access article distributed under the terms of the Creative Commons Attribution-NonCommercial 4.0 International License (http://creativecommons.org/licenses/by-nc/4.0/) which permits copy and redistribute the material just in noncommercial usages, provided the original work is properly cite

JOHE
مجله مهندسی بهداشت حرفه‌ای
دوره ۹، شماره ۲، تابستان ۱۴۰۱، صفحات: ۸۷-۷۰
https://johe.umsha.ac.ir
UMSHA Press

مقاله مروری

نمونه‌برداری از ویروس‌ها و عفونت‌های نوظهور: مرور سیستماتیک

ابوالفضل مقدسی کوچک‌سرایی[۱]، سعید جعفری[۱]، سعید یوسفی‌نژاد[۱،*]

[۱] گروه مهندسی بهداشت حرفه‌ای، دانشکده بهداشت، دانشگاه علوم پزشکی شیراز، شیراز، ایران

تاریخ دریافت مقاله: ۱۴۰۰/۰۶/۱۰
تاریخ ویرایش مقاله: ۱۴۰۱/۰۳/۲۸
تاریخ پذیرش مقاله: ۱۴۰۱/۰۴/۰۵
تاریخ انتشار مقاله: ۱۴۰۱/۰۸/۲۲

تمامی حقوق نشر برای دانشگاه علوم پزشکی همدان محفوظ است.

* **نویسنده مسئول:** سعید یوسفی‌نژاد، گروه مهندسی بهداشت حرفه‌ای، دانشکده بهداشت، دانشگاه علوم پزشکی شیراز، شیراز، ایران.
ایمیل: yousefisa@sums.ac.ir

چکیده

ظهور و همه‌گیری بی‌سابقه ویروس تنفسی SARS-CoV-2 و سویه‌های مختلف آن که اصلی‌ترین راه انتقال آن مواجهه تنفسی است، اهمیت انتقال بیماری‌ها را از طریق بیوآئروسل‌های هوابرد بیشتر از هر زمانی نشان داده است. به‌طورکلی بیوآئروسل‌ها به دو صورت مستقیم یا با سوار شدن بر ذرات دیگر هوابرد می‌شوند. توانایی هوابرد شدن ویروس‌ها نقش مهمی در شیوع آن‌ها دارد. به همین دلیل نمونه‌برداری و تحلیل هوا به‌منظور تشخیص کیفی و کمّی ویروس‌ها در جلوگیری از گسترش و کنترل انتشار آن‌ها بسیار اهمیت دارد. این پژوهش با جست‌وجو در پایگاه داده‌های pubmed، scopus و web of science انجام و کلید واژگان انتخاب‌شده در عناوین و خلاصه مقالات جست‌وجو شد. تعداد ۵۴۲ مقاله جمع‌آوری شد. سپس تمام مقالات بر اساس عنوان و خلاصه، غربالگری و مقالات مرتبط با هدف مطالعه شناسایی شدند. درنهایت ۱۰۵ مقاله برای بررسی نهایی انتخاب شد. هدف از انجام این مطالعه مروری، بررسی مزایا و محدودیت‌های روش‌های نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد به خصوص کروناویروس جدید بود. تاکنون روش‌های نمونه‌برداری زیادی مانند انواع ایمپینجرهای مایع، ایمکتورها، فیلترها، رسوب‌دهنده‌های الکترواستاتیکی و برخی دیگر از روش‌ها برای نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد ارائه شده است. کارایی و اثربخشی روش‌های نمونه‌برداری از ویروس‌ها تحت تأثیر عوامل متعددی همچون قطر آئرودینامیک ویروس‌ها، چالش‌های تعیین کمّی ویروس‌های نمونه‌برداری‌شده، نبود امکان افتراق بین ویروس‌های فعال و غیرفعال در نمونه‌های جمع‌آوری‌شده، احتمال آسیب به ویروس و غیرفعال شدن آن طی نمونه‌برداری و تحلیل، تأثیر عوامل محیطی بر فعال ماندن عامل عفونی در شرایط هوابرد و برخی متغیرهای دیگر قرار می‌گیرد؛ بنابراین، هرکدام از روش‌ها مزایا و معایبی دارند که کاربرد آن‌ها را محدود می‌کند.

واژگان کلیدی: انتقال هوابرد، کروناویروس جدید، نمونه‌برداری، ویروس، هوا

استناد: مقدسی کوچک‌سرایی، ابوالفضل؛ جعفری، سعید؛ یوسفی‌نژاد، سعید. نمونه‌برداری از ویروس‌ها و عفونت‌های نوظهور: مرور سیستماتیک. مجله مهندسی بهداشت حرفه‌ای، تابستان ۱۴۰۱؛۹(۲): ۷۰-۸۷.

مقدمه

ویروس‌های هوابرد همانند ویروس آبله، آنفلوانزا، سندرم تنفسی حاد شدید و غیره به دلیل انتقال سریع تنفسی از طریق ذرات هوابرد بسیار نگران‌کننده هستند. اندازه بیشتر ویروس‌ها حدود ۲۵ تا ۴۰۰ نانومتر است. این ویروس‌ها بیشتر در سیستم تنفسی فرد ناقل با ذرات بزرگ‌تر حاصل ترشحات مجاری تنفسی ادغام می‌شوند و در حین سرفه، عطسه، صحبت، تنفس عمیق یا آواز خواندن از دهان یا بینی فرد آلوده در هوا منتشر می‌شوند [۱]. اگر قطر آئرودینامیک ویروس و شرایط محیطی مناسب باشد، ویروس می‌تواند مستقیماً هوابرد شود، اما معمولاً ویروس‌ها از ذرات ریز به‌عنوان بستری برای هوابرد شدن استفاده می‌کنند. هوابرد شدن ویروس‌ها به‌تنهایی، به‌ندرت اتفاق می‌افتد؛ به همین دلیل نمونه‌برداری از ویروس‌ها عموماً از طریق نمونه‌برداری از ذرات هوابرد حامل ویروس انجام می‌شود. با وجود اهمیت بسیار زیاد اندازه قطر ایروسل‌ها، تاکنون محدوده اندازه ذرات ویروسی برای عوامل بیماری‌زای مختلف تعیین نشده است. ذرات ویروس با اندازه قطر کوچک‌تر از ۱ میکرون به خصوص اگر ویروس‌های فعال داشته باشند، به‌طور ویژه خطرناک هستند؛ زیرا این ذرات به دلیل قطر آئرودینامیک کوچک، بر اساس قانون استوک مدت‌زمان طولانی به صورت هوابرد می‌مانند و احتمال مواجهه با آن‌ها افزایش می‌یابد. از طرف دیگر، قابلیت نفوذ به بخش‌های انتهایی سیستم تنفسی و کیسه‌های هوایی و ورود به جریان خون را دارند. ازاین‌رو، شانس مواجهه تنفسی با این نوع ویروس‌ها در

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]
[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

محیط‌های بسته که تهویه و تعویض هوا در آن‌ها مناسب نیست، زیاد می‌شود [۲،۳].

امروزه پاندمی کرونا ویروس جدید (SARS-CoV-2) و شمار زیاد مبتلایان و افراد فوت‌شده در سراسر دنیا، به تراژدی تبدیل شده است. این بیماری تنفسی به‌سرعت در حال انتشار است که دلیل آن توانایی انتقال آن از طریق ویروس‌های هوابرد است [۴]. قبل از این، بشر دو تجربه تلخ در رابطه با همه‌گیری کروناویروس‌ها داشته است؛ اولین اپیدمی مربوط به ویروس سندرم تنفسی حاد شدید بود که اولین مورد ابتلا در سال ۲۰۰۲ در چین گزارش شد. سپس بیماری از طریق انتشار انسان به انسان به شمال آمریکا و اروپا رسید. درنهایت ۸۰۹۶ نفر از ۲۹ کشور به این ویروس مبتلا شدند و ۷۷۴ نفر در همه‌گیری این ویروس جان سپردند (میزان مرگ‌ومیر ۹/۶ درصد). یکی از راه‌های عمده ابتلا به سندرم تنفسی حاد، قطرات تنفسی مبتلایان و ویروس‌های هوابرد بوده است [۵-۸].

در سپتامبر ۲۰۱۲ در عربستان سعودی، گروه دیگری از کروناویروس‌های تنفسی با نام سندرم حاد تنفسی خاورمیانه شیوع پیدا کرد. این ویروس تنفسی از طریق مسافرت افراد مبتلا به کشورهای دیگر منتقل شد. به‌طورکلی ۲۲۶۶ نفر مبتلا و ۸۰۴ مرگ به دلیل ابتلا به این ویروس ثبت شد (میزان مرگ‌ومیر ۳۵/۵ درصد) [۹،۱۰].

طبق گزارش رسمی (www.worldometers.info/coronavirus) تا ۲۲ ژوئن ۲۰۲۱ تعداد مبتلایان به کروناویروس جدید در ۲۲۰ کشور، ۱۷۹ میلیون و ۵۴۸ هزار و ۲۰۶ نفر و تعداد مرگ‌ومیر ثبت‌شده ۳ میلیون و ۸۸۸ هزار و ۷۹۰ نفر بوده است. این در حالی است که هنوز درمان قطعی برای این بیماری کشف نشده است.

به دلیل انتقال بیماری از طریق قطرات و ذرات هوابرد، میزان مواجهه با ویروس کروناویروس جدید زیاد است. به‌طوری‌که در یک مطالعه گزارش موردی مشاهده شد که هنگام ارائه خدمات درمانی به یک بیمار مبتلا به کروناویروس جدید از لحظه ورود بیمار به بیمارستان تا لحظه بستری شدن، حداقل ۴۱ کارمند کادر درمان در فاصله کمتر از ۲ متری و به مدت حداقل ۱۰ دقیقه در معرض ویروس‌های منتشرشده از بیمار قرار دارند [۱۱].

شناسایی، ارزیابی و ارزشیابی ویروس‌ها در هوای تنفسی نقش مهمی در جلوگیری از گسترش، کنترل انتشار و ارزیابی خطر مواجهه در فضاهای شغلی و عمومی و الگوی رفتاری ویروس در هوا دارد [۲،۳،۵]. با نمونه‌برداری و ارزشیابی ویروس‌های هوابرد می‌توان امکان انتشار ویروس از بخش‌های عفونی بیمارستان به سایر بخش‌ها، مدت‌زمان هوابرد ماندن ویروس‌ها، محدوده انتشار ویروس‌ها، تأثیر عوامل محیطی در فعال ماندن ویروس، الگوی انتشار ویروس از طریق عطسه، صحبت، سرفه، فعالیت‌های روزانه، توانایی هوابرد شدن ثانویه ویروس، عوامل تأثیرگذار در انتقال هوایی ویروس‌ها، مناطق امن و ناامن در انتشار ویروس در هوا و موارد مشابه را بررسی کرد.

با توجه به تنوع بسیار زیاد روش‌های پیشنهادی در متون برای نمونه‌برداری از ویروس‌ها به‌عنوان آلاینده‌های بیولوژیک نوظهور، هدف از انجام این مطالعه جمع‌بندی و مروری بر این روش‌ها برای نمونه‌برداری از ویروس‌ها در هوا بود. در این مطالعه تجهیزات و روش‌های استفاده‌شده در مطالعات برای نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد مرور شد. همچنین شرایط و عوامل تأثیرگذار در نمونه‌برداری از ویروس‌ها تحلیل و بررسی شد. هدف دیگر این مطالعه، نقد و بررسی مزایا و محدودیت‌های تجهیزات و روش‌های نمونه‌برداری استفاده‌شده برای نمونه‌برداری از ویروس‌ها بود. این مطالعه با نگاهی اختصاصی به بررسی روش‌های نمونه‌برداری از کروناویروس و عوامل تأثیرگذار بر آن پرداخته است. محققان این حوزه شغلی و محیط زیست می‌توانند از نتایج این مطالعه برای انتخاب روش نمونه‌برداری از ویروس‌ها در شرایط مختلف و با کمک تجهیزات در دسترس استفاده کنند.

روش کار

این پژوهش با هدف بررسی روش‌های نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد به‌خصوص کروناویروس از سال ۱۹۵۰ تا ۲۰۲۰ انجام شد. جست‌وجو در پایگاه داده‌های pubmed، scopus و web of science انجام شد. ابتدا کلیدواژگان کلی در عناوین و خلاصه مقالات جست‌وجو شدند که ۵۴۲ مقاله جمع‌آوری شد. استراتژی جست‌وجوی اولیه به صورت ذیل بود.

((((((Airborn Viruses[Title/Abstract]) AND (sampling[Title/Abstract])) OR (COVID-19[Title/Abstract])) AND (Air sampling[Title/Abstract]) OR (MERS[Title/Abstract])) AND (Air sampling[Title/Abstract]) OR (SARS[Title/Abstract])) AND (Air sampling[Title/Abstract]) OR (SARS-CoV-2[Title/Abstract])) AND (Air sampling[Title/Abstract])) OR ((((Airborne[Title/Abstract]) AND (Viruses[Title/Abstract])) OR ((viral[Title/Abstract]) AND (aerosol[Title/Abstract]) AND (Air[Title/Abstract]) AND (sampling[Title/Abstract]))))

سپس تمام مقالات بر اساس عنوان و خلاصه غربالگری شدند و مقالات مرتبط با هدف مطالعه شناسایی شد. درنهایت ۱۰۵ مقاله برای بررسی نهایی انتخاب شد. در ادامه، متن مقاله مطالعه و روش کار آن به‌منظور تطبیق با هدف پژوهش حاضر بررسی شد. درنهایت اطلاعاتی نظیر روش و تجهیزات نمونه‌برداری، نوع و ویژگی‌های ویروس نمونه‌برداری‌شده، شرایط نمونه‌برداری، کارایی نمونه‌برداری و عوامل تأثیرگذار در کیفیت نمونه‌برداری از

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

مقالات استخراج و ویژگی‌های هر روش (معایب و مزایا) در مقالات بررسی شد.

نتایج و بحث

تماس با ویروس‌های هوابرد

نتایج حاصل از بررسی مطالعات انجام‌شده در خصوص نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد نشان داد نحوه مواجهه با عفونت‌ها به دلیل متغیر و نامشخص بودن پارامترهای محیطی به‌راحتی قابل تشخیص نیست. مواجهه با ویروس‌ها ممکن است از راه‌های مختلف اتفاق بیفتد؛ به عنوان مثال، یکی از دلایل مواجهه با عفونت‌ها، تماس مستقیم با افراد بیمار است. افزون بر این، نتایج حاصل از مطالعات نشان داد میزبان‌های آلوده بیماری را بدون تماس مستقیم هم منتقل می‌کنند [۱۲]. بر اساس مطالعات انجام‌شده، بسیاری از میکروارگانیسم‌ها ازجمله ویروس‌ها می‌توانند برای مدت طولانی در خارج از بدن میزبان به صورت فعال در انتظار میزبان جدید باشند که در آن فعالیت بیماری‌زایی خود را شروع کنند. همین موضوع احتمال آلودگی‌های غیرمستقیم را افزایش می‌دهد. احتمال انتقال هوایی بیماری عفونی را می‌توان با انجام مطالعات اپیدمیولوژیک یا تجزیه‌وتحلیل میکروبیولوژیکی نمونه‌های هوا تعیین کرد [۱۳].

با توجه به مطالعات انجام‌شده در مواجهات ویروسی می‌توان نتیجه گرفت که به دلیل ویژگی‌های منحصربه‌فرد هر ویروس و از سوی دیگر، تفاوت‌های موجود در ویژگی‌های ساختاری هر سویه از یک نوع ویروس، راه‌های مواجهه با آن متفاوت است [۱۲،۱۳]؛ زیرا ویروس‌ها به صورت هوشمند توانایی تکامل و سازگاری با محیط اطراف خود را دارند. لذا، یک سویه از ویروس خاص در معرض نور خورشید یا رطوبت نسبی کم کاملاً از بین می‌رود و برای حیات نیاز به بدن میزبان زنده دارد [۱،۳]. سویه دیگری از همان ویروس تکامل‌یافته ممکن است در محیط آزاد زنده بماند و از طریق هوابرد شدن به میزبان‌های دیگر منتقل شود. بر اساس نتایج گزارش‌شده می‌توان نتیجه گرفت که بررسی هوابرد شدن ویروس‌ها یا احتمال انتقال هوایی آن‌ها باید به صورت اختصاصی و جداگانه برای هر گونه و سویه از ویروس انجام شود.

همان‌طور که نتایج مطالعات بسیاری نشان داده است، در زمینه ویروس‌های تنفسی مانند کروناویروس‌ها، این راه مواجهه بسیار اهمیت دارد؛ زیرا این نوع مواجهه نقش مهمی در انتشار و همه‌گیری ویروس دارد. مطالعات و شواهد بسیاری انتقال کروناویروس‌ها را از طریق هوابرد شدن تأیید می‌کنند. به همین دلیل در محیط‌های بسته با تهویه نامناسب و فضاهایی مانند مراکز خرید، فرودگاه‌ها، ادارات و بیمارستان‌ها که افراد بیمار، ناقل و سالم زیادی در آنجا رفت‌وآمد می‌کنند، امکان مواجهه با ویروس‌های هوابرد بیشتر است [۱۱،۱۴].

شواهد اپیدمیولوژیکی انتشار ویروس‌های هوابرد

در بسیاری از مطالعات اپیدمیولوژیک ثابت شده است که ویروس‌ها می‌توانند از طریق هوا به میزبان جدید منتقل شوند. مطالعات متعددی توانایی انتقال ویروس غذا و دهان (Foot and Mouth Disease) را از طریق هوا بررسی کرده‌اند. در سال‌های اخیر این کار را مدل‌های رایانه‌ای انجام داده‌اند [۱۵،۱۶]. بر اساس پیش‌بینی یکی از این مدل‌ها در سناریوی بدترین حالت ممکن، گاوها می‌توانند در فاصله ۲۰ تا ۳۰۰ کیلومتری دورتر از منبع عفونت به ویروس آلوده شوند [۱۷]. مدل انتشار مبتنی بر داده‌های هواشناسی و اطلاعات مربوط به شیوع بیماری‌های همه‌گیر در ابتدای سال ۱۹۶۷ در انگلستان نشان داد ممکن است این عفونت از طریق هوا تا مسافت ۶۰ کیلومتری گسترش یابد. همچنین انتقال هوایی این بیماری طی اپیدمی سال ۱۹۸۲ در دانمارک نیز گزارش شد [۱۸،۱۹].

در اپیدمی سال ۱۹۸۲ در دانمارک، تجزیه‌وتحلیل دینامیک اپیدمیولوژیک (Molecular Epidemiological Investigations) با استفاده از روش‌های مولکولی همراه با داده‌های هواشناسی نشان داد این آلودگی می‌تواند تا ۷۰ کیلومتر از طریق هوا گسترش یابد [۱۹]. همچنین نتایج یک مطالعه در کانادا نشان داد ویروس‌های منتقل‌شده از طریق هوا ممکن است تا ۲۰ کیلومتری منبع آلودگی در جهت باد انتشار یابند [۲۰]. با این وجود، مطالعه جدیدی روی یک گونه خاص از ویروس غذا و دهان نشان داد این گونه نمی‌تواند از طریق هوا به‌طور مؤثر بین گوسفندان منتشر شود، ولی گونه‌های دیگر آن ممکن است رفتار متفاوتی از خود نشان دهند [۲۱].

در سال ۲۰۰۱ همه‌گیری ویروسی در مدرسه‌ای در انگلستان به انتقال هوایی ویروس نسبت داده شد. اتفاق مشابهی نیز در یک هتل رستوران گزارش شد [۲۲، ۲۳]. نتایج یک مطالعه کوهورت گذشته‌نگر که پس از همه‌گیری شدید سندرم تنفسی حاد در سال ۲۰۰۳ در هنگ‌کنگ انجام شد، نشان داد احتمالاً گسترش ویروس از طریق هوا نقش مهمی در انتقال بیماری داشته است. چنین روش انتقالی در سایر مطالعات مربوط به سندرم تنفسی حاد نیز اثبات شد. همچنین آئروسول‌ها می‌توانند بستر مناسبی برای انتقال ویروس‌ها از طریق هوا باشند [۲۴].

مطالعات انجام‌شده در زمینه تشخیص قابلیت انتقال بیماری‌های عفونی به خصوص در زمینه انتقال ویروس‌ها از طریق هوا بسیار محدود است. این محدودیت بیشتر به دلیل دشواری در نمونه‌برداری و تجزیه‌وتحلیل عوامل بیولوژیکی هوابرد است [۱۶]. این چالش در مورد ویروس‌ها شدیدتر از بقیه میکروارگانیسم‌هاست و سبب شده است مطالعات اپیدمیولوژیکی اهمیت و ارزش بیشتری نسبت به داده‌های نمونه‌برداری هوا همراه با تحلیل‌های میکروبی داشته باشد.

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

منابع کروناویروس‌های هوابرد

ویروس‌ها فقط می‌توانند در سلول میزبان تکثیر یابند. ویروس‌ها می‌توانند به‌طور مستقیم از طریق سلول‌های آلوده در هوای مجاور پراکنده شوند (آئروسل‌سازی اولیه). همچنین مایعات و سطوح نیز می‌توانند منبعی برای هوابرد شدن ویروس‌ها (آئروسل‌سازی ثانویه) باشند. پدیده آئروسل‌سازی ثانویه تقریباً برای تمام ویروس‌ها وجود دارد؛ به این صورت که حرکت و تلاطم هوا در اطراف منبع آلوده به ویروس به هوابرد شدن ویروس منجر می‌شود. این پدیده ممکن است مستقیماً با اسپری شدن مایعات آلوده در هوا ایجاد شود و ویروس با قطرات مایع هوابرد شود [۲۵-۲۸].

مهم‌ترین منبع تولیدکننده آئروسل‌های مضر برای سلامتی انسان افراد آلوده به عوامل بیماری‌زا هستند. انتقال عفونت‌های ناشی از ویروس از طریق هوا در محیط‌های مختلف ازجمله ساختمان‌های اداری، بیمارستان‌ها، رستوران‌ها و مدارس بررسی شده است. قطر آئرودینامیک تعیین‌کننده رفتار ذرات در هواست و در هوابرد شدن ویروس‌ها نقش اساسی دارد [۲۹-۳۲].

با توجه به نتایج مطالعات انجام‌شده در این خصوص می‌توان اذعان کرد که کروناویروس‌ها به‌تنهایی می‌توانند هوابرد شوند و افراد ناقل که هیچ علائم بیماری ندارند و افراد بیمار با صحبت، سرفه و عطسه از طریق قطرات بزاق منتشرشده در محیط، یکی از بزرگ‌ترین منابع تولید و انتشار کروناویروس در هوا هستند. این ویروس به دلیل توانایی زیاد در هوابرد ماندن قادر است به کمک تلاطم‌های ایجادشده در جریان هوا مانند باز و بسته شدن درب، مدت‌زمان بیشتری در هوا بماند و از طریق سیستم تهویه به بخش‌های مختلف ساختمان منتقل شود. این در صورتی است که رطوبت نسبی و دمای هوا در محدوده‌ای باشد که این ویروس زنده بماند و فعالیت عفونت‌زایی خود را از دست ندهد.

توزیع اندازه ذرات حاوی ویروس

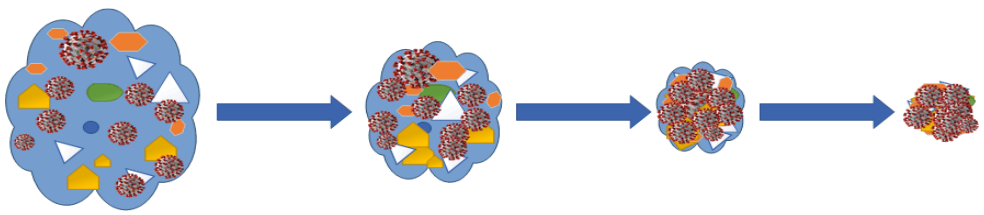
مطالعات انجام‌شده این راستا حاکی از آن است که ذراتی که قطر آن‌ها بزرگ‌تر از ۱۰ میکرون است، نمی‌توانند خود را به قسمت‌های تحتانی دستگاه تنفسی برسانند. ذرات با قطر کوچک‌تر از ۱۰ میکرون با توجه به قطر و ویژگی‌های رفتاری در قسمت‌های مختلف دستگاه تنفسی به دام می‌افتند. ویروس‌های هوابرد و ذرات هوابرد حاوی ویروس‌ها ترکیباتی پیچیده‌تر از باقی ذرات هوابرد هستند، اما اندازه ویروس تعیین‌کننده اندازه ذرات هوابرد نیست. در واقع ثابت شده است که اندازه ویروس‌ها تأثیری در توزیع جرمی ذرات هوابرد ندارد [۳۳-۳۷].

از طرف دیگر، هرچند ویروس‌ها به صورت منفرد هوابرد می‌شوند، سرعت تجمع‌پذیری آن‌ها زیاد است. سرعت تجمع‌پذیری آن‌ها به غلظت آئروسل‌ها و شرایط ترمودینامیکی بستگی دارد. هنگامی که قطره‌ای تبخیر می‌شود (شکل ۱)، اندازه نهایی (قطرات هسته) به رطوبت نسبی محیط بستگی دارد. قطرات حاوی کروناویروس (تمام سویه‌های آن) که از طریق بازدم وارد محیط می‌شوند، به دلیل قرار گرفتن در محیطی با رطوبت کم، به‌سرعت کوچک و در هوا معلق می‌شوند. همچنین ممکن است به دلیل انتشار، برخورد مستقیم، برخورد اینرسی یا جذب الکترواستاتیکی تجمع‌پذیری اتفاق بیفتد [۳۸،۳۹].

تأثیر رطوبت بر پایداری کروناویروس در هوا

بررسی نتایج گزارش‌شده در مطالعات در این خصوص نشان داد عوامل زیادی مانند رطوبت نسبی، دما، تشعشع، محیط تشکیل ذرات هوابرد، مدت‌زمان مواجهه، ترکیبات شیمیایی هوا و روش نمونه‌برداری بر برآورد میزان عفونت‌زایی ویروس‌های موجود در هوا تأثیرگذار هستند. ماهیت و ترکیب ساختاری ویروس به‌تنهایی تعیین‌کننده نوع رفتار و مدت‌زمان هوابرد ماندن ویروس نیست [۴۰-۴۳]. رطوبت نسبی از عواملی است که تأثیر بسزایی در پایداری، فعال ماندن و مدت‌زمان هوابرد ماندن ویروس‌ها دارد [۴۰،۴۲].

جدول ۱ (استخراج‌شده از متون علمی) تأثیر رطوبت نسبی را روی برخی از ویروس‌ها نشان می‌دهد که در مطالعات به آن پرداخته شده است. همان‌طور که در جدول ۱ مشاهده می‌شود، بر اساس نتایج حاصل از مطالعات انجام‌شده، حداکثر عفونت‌زایی کروناویروس جدید در رطوبت نسبی ۳۰ تا ۷۰ درصد است و در رطوبت‌های نسبی کم و زیاد عفونت‌زایی آن کم می‌شود. پس با تهویه هوا و تعویض هوای مناسب در محیط‌های بسته و رطوبت‌گیری از محیط می‌توان انتشار این ویروس را کنترل کرد. این در حالی است که کنترل انتشار کروناویروس سندرم تنفسی حاد در رطوبت نسبی بالا و کروناویروس سندرم حاد تنفسی خاورمیانه در رطوبت نسبی متوسط و کم بهتر انجام می‌شود [۴۴-۴۶]. همچنین کنترل انتشار و عفونت‌زایی ویروس‌هایی مانند آنفلوانزا، نیوکاسل، PRRSv و SFV با افزایش رطوبت نسبی بهتر و مؤثرتر خواهد بود. در صورتی که کنترل انتشار و عفونت‌زایی ویروس‌هایی مانند SFV و رینوتراکئیت در رطوبت نسبی کمتر راحت‌تر است [۴۷-۵۲].



شکل ۱: تبخیر یک قطره مایع (سمت راست) به یک هسته قطره (سمت چپ). با تبخیر مایعات ، مقدار ماده تبخیر شده تا رسیدن هسته قطره غلیظ می‌شود.

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

روش‌ها و تجهیزات نمونه‌برداری

روش‌های نمونه‌برداری از ویروس‌ها

براساس نتایج به‌دست‌آمده از مطالعات، تجهیزات و روش‌های نمونه‌برداری متعددی برای نمونه‌برداری از ویروس‌ها در مطالعات استفاده شده است [۱۴،۳۹]. پایه و اساس همه روش‌هایی که در مطالعات مختلف برای نمونه‌برداری از ویروس‌ها استفاده شده، آسیب نرساندن به ماده ژنتیکی ویروس است. در صورت وارد شدن آسیب به ماده ژنتیکی، ویروس از بین می‌رود و قابل شناسایی نیست. در صورت تشخیص ماده ژنتیکی نیز نمی‌توان در خصوص فعال یا غیرفعال بودن ویروس نتیجه‌گیری کرد [۵۳]. هرچند روش‌هایی وجود دارد که رشته‌های آسیب‌دیده RNA ویروس را شناسایی کند، هرچه روش جمع‌آوری ویروس از هوا آسیب کمتری به ماده ژنتیکی ویروس وارد کند، قابلیت اطمینان بیشتری دارد و می‌توان نمونه را به صورت کمّی تحلیل کرد. برخی از روش‌های نمونه‌برداری مانند استفاده از محیط کشت، به صورت غیرفعال است و مدت‌زمان نمونه‌برداری در آن‌ها کمتر از ۱۵ دقیقه است. در برخی دیگر از روش‌های نمونه‌برداری مانند نمونه‌برداری با حجم زیاد (LVS) دبی نمونه‌برداری به ۱۱۰۰ لیتر در دقیقه هم می‌رسد [۵۴].

به‌طورکلی، با توجه به نتایج ارائه‌شده در مطالعات می‌توان نتیجه گرفت روش‌های نمونه‌برداری از ویروس‌ها را می‌توان بر اساس آسیب دیدن ماده ژنتیکی ویروس به دو دسته کلی تقسیم کرد. از روش‌هایی که ماده ژنتیکی ویروس آسیب می‌بینند، فقط می‌توان برای تحلیل کیفی استفاده کرد (حضور یا نبود ویروس در نمونه). اما از روش‌های نمونه‌برداری که ماده ژنتیکی آسیب نمی‌بینند می‌توان برای هر دو نوع تحلیل کیفی و کمّی نمونه‌ها استفاده کرد.

وسایل و تجهیزات نمونه‌برداری از ویروس‌ها

با توجه به مطالعات انجام‌شده، تجهیزات نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد که در روش‌های مختلف نمونه‌برداری استفاده شده، در جدول ۲ نشان داده شده است [۵۵-۵۷]. همان‌طور که در جدول ۲ مشاهده می‌شود، در مطالعات مختلف از انواع ایمپینجر با توجه به ماهیت و نحوه عملکرد برای نمونه‌برداری از دامنه وسیعی از ویروس‌ها استفاده شده است. مطالعات نشان دادند می‌توان از انواع مختلف ایمپینجر برای نمونه‌برداری از ویروس‌هایی با قطر ۰/۲ تا ۵ میکرومتر استفاده کرد. این در حالی است که مطالعات نشان دادند در نمونه‌برداری از ویروس‌ها با فیلتر، به دلیل ماهیت فیلتر معمولاً نمی‌توان از دبی‌ها و حجم‌های زیاد استفاده کرد و دبی استفاده‌شده در نمونه‌برداری با انواع فیلتر معمولاً کمتر از ۵ لیتر در دقیقه است. این مقدار برای فیلتر غشایی ۱۴ لیتر در دقیقه است [۵۸-۶۶].

جدول ۱: تأثیر رطوبت نسبی بر عفونت‌زایی کروناویروس در مقایسه با چند ویروس شایع

ویروس	*رطوبت نسبی بهینه برای حداکثر عفونت‌زایی	خانواده	مواد ژنتیکی	اندازه (نانومتر)	تأثیر	منبع
ویروس کرونا انسانی E۲۲۹ (Human coronavirus ۲۲۹E)	متوسط	Coronaviridae	ssRNA(+)	۱۶۰ـ۱۲۰	دارد	[۴۵]
SARS Coronavirus	کم	Coronaviridae	ssRNA(+)	۱۶۰ـ۱۰۰	دارد	[۳۸]
MERS Coronavirus	زیاد	Coronaviridae	ssRNA(+)	۱۶۰ـ۱۰۰	دارد	[۴۴]
ویروس آنفلوانزا (Influenza virus)	کم	Orthomyxoviridae	ssRNA(-)	۱۲۰ـ۸۰	دارد	[۵۱]
ویروس بیماری نیوکاسل (Newcastle disease virus)	کم	Paramyxoviridae	ssRNA(-)	۱۵۰	دارد	[۵۰]
سندروم تولیدمثل و تنفسی (Porcine reproductive and respiratory syndrome virus)	کم	Arteriviridae	ssRNA(+)	۶۰ـ۴۵	دارد	[۴۹]
روتاویروس (Rotavirus)	متوسط	Reoviridae	dsRNA	۱۰۰	ندارد	[۴۸]
Semliki Forest virus (Rhinovirus)	بالا	Picornaviridae	ssRNA(+)	۳۰ـ۲۵	ندارد	[۴۷]
ویروس رینوتراکئیت (Rhinotracheitis virus)	بالا	Herpesviridae	dsRNA	۲۰۰	دارد	[۵۰]

*RH کم: رطوبت نسبی کمتر از ۳۰ درصد؛ RH متوسط: رطوبت نسبی بین ۳۰ تا ۷۰ درصد؛ RH زیاد: رطوبت نسبی بیشتر از ۷۰ درصد.

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

جدول ۲: روش‌ها و تجهیزات نمونه‌برداری از ویروس‌ها

ردیف	نوع نمونه‌بردار	منبع	نوع ویروس‌های اندازه‌گیری‌شده در مطالعات	اندازه ذرات/ ویروس(ها) (میکرومتر)	دبی‌های نمونه‌برداری/ ظرفیت‌های جاذب	روش تحلیل
۱	نمونه‌بردار سانترفیوژی ولز (Wells air centrifuges)	[۲۴-۶۷]	ویروس آنفلوانزا (Influenza virus strain Puerto Rico)			تلقیح فرت (Inoculation of Ferrets)
۲	نمونه‌بردار اتومایزر (Sampling atomizers)	[۶۸]	نوموآنسفالیت (Pneumoencephalitis)		۱۰۸۰ لیتر	تلقیح جنین جوجه (Inoculation of chick embryos)
۳	ایمپینجر (پروتون (Porton)) (ایمپینجر تمام شیشه‌ای- (AGI-30) (ایمپینجر تمام شیشه‌ای- (AGI-4) (کپیلاری(Capillary)) (رایزد(Raised)) (چندمرحله‌ای(Raise d age))	[۱۰۳-۶۹، ۵۴، ۵۲، ۵۰-۴۵، ۴۳، ۲۴، ۱۷]	واکسینا ویروس (Vaccinia virus) آنفلوانزا ویروس VEE (Venezuelan equine encephalitis virus) ویروس فلج اطفال باکتریوفاژ T3 ویروس‌های تنفسی ویروس واریولا (Variola virus) باکتریوفاژ T1 آدنو ویروس نوع ۴(Adeno virus type 4) ویروس سرخک ویروس کوکساکی (Coxsackie virus) ویروس آبله ویروس‌های گروه کلمبیا SK ویروس نیوکاسل ویروس رینوتراکئیت (Rhinotracheitis virus) رودامین B (Rhodamine B) ویروس هاری ویروس منگو A۳۷ (Mengo virus 37A) ویروس تب برفکی (Foot-and-mouth disease virus) ویروس سملیکی (Semliki Forest virus) ویروس لنگات (Langat virus) ویورس بیماری تاول خوکی ویروس آنسفالومیکاردیت (Encephalomyocarditis virus) ویروس پلیوما (Polyoma virus) آنتریک ویروس‌ها (Entericviruses) ویروس ژاپنی B (Japanese B) ویروس آنسفالیت (Encephalitisvirus) ویروس بیماری اوجسکی (Aujeszky's disease virus) ویروس بیماری واریسلا (Varicella zoster virus) ویروس سندرم تناسلی و تنفس خوکی (Porcine reproductive and respiratory syndrome virus)	۰/۵ تا ۵ - ۰/۲ -	۱۱ لیتر در دقیقه ۱۲/۵ لیتر در دقیقه ۱۰ تا ۲۰ لیتر در دقیقه ۲۰ تا ۱۸۰۰۰ لیتر ۱۲ لیتر بر دقیقه ۱ لیتر در دقیقه ۱۷۸۵ مترمکعب ۱۲۰ لیتر	تلقیح تخم مرغ یا موس کشت تلقیح جنین جوجه تلقیح حیوانات (Inoculation of animals)
۴	نمونه‌بردار شکاف (Slit sampler) با محیط کشت ژلاتینی جامد	[۶۹-۷۱، ۷۲]	باکتریوفاژ T3 ویروس VEE ویروس آبله واکسینا ویروس ویروس واریولا	۰/۵ - تا ۱	CFM۱- ۱ ساعت	کشت تلقیح موش تلقیح جنین مرغ
۵	فیلترهای الکترواستاتیکی	[۷۳،۷۴]	باکتریوفاژ T3 ویروس آبله		۵ تا ۴۰ لیتر در دقیقه	کشت

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

ادامه جدول ۲

۶	فیلتر	[۵۸-۶۵]	باکتریوفاژ T1 ویروس سینسی سیتیال تنفسی (Respiratory syncytial virus) سویه راینوویروس (Rhinovirus 16 strain) ویروس‌های پیکورونا (Picorna viruses) باکتروفاژ MS2 آنفلوانزا واکسینا ویروس	۰/۲ - ۲	۱ لیتر در دقیقه ۵ دقیقه ۱۰ دقیقه ۴ لیتر در دقیقه	کشت
۷	بابلر متخلل	[۷۳، ۷۶]	باکتریوفاژ T1 آنفلوانزا باکتروفاژ MS2 و T3	۰/۲ - ۰/۵ تا ۲/۲	۱ لیتر در دقیقه ۴ لیتر در دقیقه ۱۲/۵ لیتر در دقیقه	کشت تلقیح جنین جوجه
۸	ظروف کشت	[۱۰۴-۱۰۶، ۲۴]	ویروس اسمالپاکس (Smallpox virus) ویروس واریولا ویروس بیماری اوجسکی باکتروفاژ MS2		۵ تا ۱۰ دقیقه ۳۰ دقیقه	تلقیح جنین جوجه
۹	نمونه‌بردار آندرسون	[۷۲، ۷۷، ۷۸، ۵۴]	ویروس اسمالپاکس آبله واکسینا ویروس پلیمیا ویروس باکتروفاژ MS2		۱۰ لیتر در دقیقه ۱ ساعت 1 FPM ۱۰۰ لیتر در دقیقه ۲۳ لیتر	تلقیح جنین جوجه
۱۰	فیلتر غشایی	[۵۸، ۷۱]	هپاتیت B سیتومگاویروس انسانی (Human cytomegalo virus)		۱۴ لیتر در دقیقه	رادیوایمنواسی (Radioimmunoassay)
۱۱	اسکرابر دبی بالا	[۷۹]	انتریک ویروس		۶۰۰ لیتر	کشت
۱۲	نمونه‌بردار MD8	[۸۰]	باکتریوفاژ		۱۰۰ لیتر	کشت
۱۳	MAS-۱۰۰ device	[۸۰]	باکتریوفاژ		۱۰۰ لیتر	کشت
۱۴	ایمپکتور	[۷۱، ۸۱]	باکتروفاژ MS2		۱۰۰ تا ۶۰۰ لیتر ۱۷ لیتر در دقیقه	کشت
۱۵	نمونه‌بردار SKC بیوآئروسل (Bio sampler)	[۱۰۵، ۱۰۷]	باکتروفاژ MS2 و T3 ویروس سندرم تناسلی و تنفسی خوک رودامین B		۱۲/۵ لیتر در دقیقه ۶ لیتر در دقیقه	کشت RT-PCR
۱۶	نمونه‌بردارهای حجم زیاد (Larg volume sampler)	[۱۰۸، ۸۹- ۸۴]	ویروس اجسکی ویروس بیماری UKAD		۱۰۰۰ لیتر در دقیقه ۱۱۰۰ لیتر در دقیقه	کشت

ایمپکتورها

نتایج به‌دست‌آمده از مطالعات متعددی نشان داده است نمونه‌بردارهای بر پایه برخورد با ایمپکتورها مانند نمونه‌بردار اندرسن (Anderson)، نمونه‌بردار شکاف (Slit) و نمونه‌بردار سیکلون به‌منظور نمونه‌برداری از ذرات بزرگ کارایی زیادی دارند. نمونه‌بردار اندرسن و شکاف از طریق سوراخ‌های باریک یا شکاف‌ها، سرعت جریان هوا و درنتیجه سرعت ذرات را افزایش می‌دهند. مسیر جریان هوا به سمت سطح جامد حرکت می‌کند و ناگهان تغییر جهت می‌دهد. ذرات بزرگ به دلیل اینرسی بالا از مسیر جریان هوا تبعیت نمی‌کنند و به سطح برخورد می‌کنند و از جریان هوا جدا می‌شوند و به سطح می‌چسبند. در نمونه‌برداری از ویروآئروسل‌ها سطح مدنظر معمولاً یک محیط کشت است. برای تحلیل و تعیین مقدار ویروس‌های جمع‌آوری‌شده معمولاً محیط‌های کشت شسته می‌شوند یا محیط کشت مستقیماً برای شمارش استفاده می‌شوند.

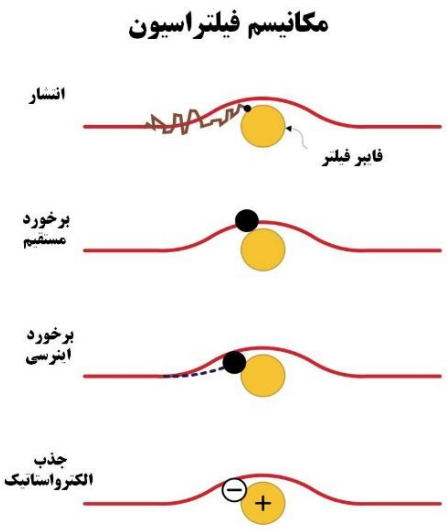
نمونه‌بردارهای اندرسن شامل مراحل مختلفی هستند که در هر مرحله از آن‌ها ذرات با دامنه قطر آئرودینامیکی خاصی به دام می‌افتند و اغلب برای تعیین اندازه ذرات حامل ویروس استفاده می‌شوند. در مرحله اول شتاب القاشده طوری است که فقط بزرگ‌ترین ذرات از مسیر خود منحرف می‌شوند. مرحله دوم ذرات کوچک‌تر شتاب می‌گیرند و این فرآیند در سطوح بعدی نیز تکرار می‌شود. نمونه‌بردار آندرسن شش مرحله‌ای ذراتی را از قطر ۰/۶۵ میکرومتر در پایین‌ترین مرحله تا ۷/۵ میکرومتر در مرحله بالایی جمع‌آوری می‌کند. از نمونه‌بردارهای یک مرحله‌ای اندرسن نیز می‌توان برای گرفتن ذرات استفاده کرد [۵۴،۸۲،۹۲]. نتایج مطالعات نشان داد حد پایین جمع‌آوری نمونه‌ها تابعی از قطر سوراخ‌هایی است که از طریق آن ذرات شتاب می‌گیرند. ذرات پس از برخورد با سطح جامد، بلافاصله در یک محیط مایع به حالت سوسپانیسون درمی‌آیند تا کارایی بازیابی

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]
[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

خود ویروس و اسیدهای نوکلئیک آن به حداکثر برسد. این روش با موفقیت در مطالعاتی در تورنتو حین شیوع سندرم تنفسی حاد در سال ۲۰۰۳ استفاده شد [۵].

ایمپینجرها

ایمپینجرهای تمام شیشه‌ای (All-glass impingers: AGIs) معمول‌ترین نوع نمونه‌بردارهایی هستند که در مطالعات متعدد برای نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد استفاده می‌شوند. ایمپینجرهای حاوی مایع که برای اولین بار مای و هارپر آن را معرفی کردند، بر اساس افزایش سرعت ذرات از طریق روزنه‌های انتهای نازل عمل می‌کنند. این نازل‌ها فاصله مشخصی تا ته ظرف دارند [۹۲]. فشار منفی ایجادشده توسط پمپ سبب می‌شود هوا از قسمت ورودی وارد ایمپینجر شود. قسمت ورودی در ابتدا به صورت یک لوله افقی است و بعد از تغییر جهت ۹۰ درجه در امتداد لوله عمودی به سمت پایین حرکت می‌کند. قطر لوله به‌طور ناگهانی باریک می‌شود و هوای عبوری از آن به سرعت صوت می‌رسد. منحنی موجود در لوله بر اساس ساختار سیستم تنفسی (بینی) طراحی شده است تا ذرات بزرگ‌تر را به دام بیندازد. ذرات بزرگ بعد از عبور از روزنه‌ها از طریق برخورد با مایع جمع‌آوری می‌شوند. تشکیل حباب‌های کوچک در مایع به جمع‌آوری ذرات بسیار کوچک از طریق انتشار کمک می‌کند. با این حال نتایج به‌دست‌آمده از مطالعات نشان می‌دهد تمایل ذرات به تبدیل شدن به حالت آئروسل از طریق ترکاندن حباب ممکن است یک مشکل به‌ویژه در زمینه ذرات آب‌گریز باشد. مایع از خشک شدن ذرات جلوگیری می‌کند و استخراج مواد ژنتیکی را برای تجزیه‌وتحلیل‌های بعدی تسهیل می‌کند. نمونه AGI-4 (عدد مربوط به فاصله پایین‌ترین سوراخ از ته ظرف و به میلی‌متر است) و AGI-30 اغلب به‌عنوان نمونه‌بردارهای استاندارد استفاده می‌شوند [۹۳].



شکل ۳: مکانیسم‌های جذب در فیلتراسیون

فیلترها

مطالعات نشان دادند بیشتر نمونه‌بردارهای آلاینده‌های ذره‌ای نمی‌توانند ذرات کوچک‌تر از ۵۰۰ نانومتر را به دام بیندازند، درحالی‌که فیلترها توانایی جمع‌آوری محدوده وسیعی از ذرات را با اندازه قطر آئرودینامیکی بسیار کوچک دارند و این مزیتی است که منجر به استفاده از فیلترها برای نمونه‌برداری ویروس‌های هوابرد شده است. راندمان فیلتر بر اساس پنج مکانیسم (شکل ۳) برخورد مستقیم، برخورد اینرسی، انتشار، ته‌نشینی گرانشی و جذب الکترواستاتیک است. برخورد مستقیم که بیشترین تأثیر را بر ذرات بزرگ‌تر دارد، به این صورت عمل می‌کند که ذرات در مسیر مستقیم خود به یک مانع برخورد می‌کنند و به دلیل بزرگ بودن، توانایی عبور از آن را ندارند و به دام می‌افتند. در این مکانیسم نیازی نیست که ذره از خط جریان منحرف شود [۹۴،۹۵]. فیلترها را می‌توان برای نمونه‌برداری به آگار یا محیط‌های کشت دیگر آغشته کرد تا کارایی آن‌ها افزایش یابد.

برخورد اینرسی هنگامی اتفاق می‌افتد که ذره به دلیل اینرسی بالا از تغییر جهت جریان هوا تبعیت نمی‌کند و از جریان هوا جدا می‌شود. همان‌طور که قبلاً گفته شد، فقط ذرات بسیار کوچک تحت تأثیر مکانیسم انتشار بر اساس حرکت براونین قرار می‌گیرد. ته‌نشینی گرانشی نیز فقط برای ذرات بزرگ اتفاق می‌افتد که بیشتر تحت تأثیر گرانش قرار دارند. درنهایت نیروهای الکترواستاتیک نیز در جذب ذرات دارای بار الکترواستاتیکی نقش دارند. این مکانیسم به اندازه و شارژ ذره و اختلاف بار ذره با فیلتر بستگی دارد [۹۴].

نتایج مطالعاتی که به مقایسه تجهیزات نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد پرداخته‌اند نشان می‌دهد فیلترها بهترین راندمان جمع‌آوری ذرات نانو را دارند، اما فرایند جمع‌آوری ذرات در فیلتر ممکن است به ویروس‌ها آسیب وارد کند و تجزیه‌وتحلیل را پیچیده کند؛ به خصوص اگر از بستر استفاده شود [۵۵،۶۲].به دلیل مقاومت محدود مکانیکی از فیلترها نمی‌توان در نمونه‌برداری‌های حجم زیاد استفاده کرد. فیلترها می‌توانند ویروس‌هایی با قطر آئرودینامیک ۰/۲میکرومتر را بدون آسیب به ماده ژنتیکی ویروس به‌خوبی جمع‌آوری کنند. به همین دلیل می‌توان نمونه‌های جمع‌آوری‌شده با فیلتر را به صورت کمّی تعیین غلظت کرد (RT-PCR). از فیلترهایی با پروسایز ۰/۳ و ۰/۲۲میکرومتر، فیلترهای غشایی، فیلترهای آغشته و فیلتر پلی ترا فلوئورواتیلن (Polytetrafluoroethylene) می‌توان برای نمونه‌برداری کرونا‌ویروس جدید و تعیین مقدار کمّی استفاده کرد [۲۴،۳۴].

رسوب‌دهنده‌های الکترواستاتیک

برای نمونه‌برداری در حجم زیاد می‌توان از رسوب‌دهنده‌های الکترواستاتیک استفاده کرد. یک نوع نمونه‌بردار حجم زیاد توسط ارتش آمریکا در دهه ۱۹۶۰ ارائه شد. این دستگاه می‌تواند تا ۱۰

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]
[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

هزار لیتر هوا را در هر دقیقه از طریق ولتاژ بالا، از طریق رسوب ذرات روی یک دیسک جمع‌آوری کند و از مایع برای شست‌وشوی ذرات جمع‌آوری‌شده استفاده کند [۸۸،۹۰]. از این نوع نمونه‌بردارها فقط برای نمونه‌برداری ویروس آبله و باکتریوفاژ T3 استفاده شده است و به دلیل احتمال ایجاد آسیب به ژنوم ویروس، نمونه‌برداری با رسوب‌دهنده‌های الکترواستاتیکی به‌منظور برآورد کیفی (وجود یا نبود ویروس) با روش کشت استفاده می‌شود [۷۳،۷۴].

نمونه‌برداری از کروناویروس

بر اساس نتایج به‌دست‌آمده از مطالعات، نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد با توجه به ویژگی‌های رفتاری و ساختاری ویروس، شرایط محیطی و اندازه ویروس برای هر ویروس منحصربه‌فرد است. در نمونه‌برداری از کروناویروس باید استرس‌های ناشی از نمونه‌برداری در طول نمونه‌برداری به حداقل برسد تا از وارد شدن آسیب به ویروس در طول نمونه‌برداری جلوگیری شود [۷۰]. نتایج مطالعات نشان داد در نمونه‌برداری از RNA ویروس حفظ پایداری ویروس بسیار اهمیت دارد؛ زیرا RNA ممکن است به‌راحتی در روند نمونه‌برداری تخریب شود و از بین برود. در نمونه‌برداری از کروناویروس‌ها عواملی مانند تهویه، حرکت هوا، فاصله از تخت بیمار، فعالیت و تحرک بیمارها در روند نمونه‌برداری، رطوبت نسبی، دما، تعداد بیماران، دبی نمونه‌برداری، مدت‌زمان نمونه‌برداری و محیط نمونه‌برداری بسیار اهمیت دارند[۱۰۹، ۹۷، ۹۶].

در جدول ۳ انواع کروناویروس‌ها و روش‌هایی ارائه شده که تاکنون برای نمونه‌برداری از آن‌ها استفاده شده است. همان‌طور که در جدول ۳ مشاهده می‌شود، برای نمونه‌برداری سندرم تنفسی حاد از سه نمونه‌بردار شامل نمونه‌بردار شکاف با قدرت تفکیک زیاد (High-resolution slit sampler system)، فیلتر غشایی با پورسایز ۰/۳، فیلتر هپا، بابلر متخلل و نمونه‌بردار حجم زیاد (High-volume air sampler) استفاده شده است که دبی نمونه‌برداری از ۴ تا ۴۰۰ لیتر در دقیقه بود. همچنین تحلیل نمونه‌ها به صورت کیفی و کمّی انجام شد. برای نمونه‌برداری از کروناویروس سندرم حاد تنفسی خاورمیانه از دو نمونه‌بردار MD-8 و فیلتر آغشته با قطر منافذ ۳ میکرومتر استفاده شده است. دبی نمونه‌برداری از کروناویروس سندرم حاد تنفسی خاورمیانه در هر دو روش ۵۰ لیتر در دقیقه بود. برای نمونه‌برداری از کروناویروس جدید از نمونه‌بردارهای متعددی با دبی‌های متفاوت استفاده شد، اما روش تحلیل در بیشتر نمونه‌برداری‌ها به صورت تعیین مقدار کمّی بود.

متدولوژی نمونه‌برداری از ویروس‌ها

معمولاً ویروس‌ها به‌طور مستقیم و مستقل به صورت هوابرد منتشر نمی‌شوند و برای این منظور نیازمند بستر مناسبی مانند قطرات مایع یا آئروسل‌های دیگر هستند. این بسترها می‌توانند شامل مواد مختلفی مانند مواد ارگانیک یا غیرارگانیک، پروتئین، نمک و غیره باشند. به همین دلیل قطر ویروس‌های هوابرد وابسته به قطر بستری است که ویروس روی آن سوار می‌شود [۲۸] . لذا می‌توان از فیلتری با اندازه منافذ بزرگ‌تر از ویروس مدنظر برای نمونه‌برداری استفاده کرد. نمونه‌برداری از ویروس‌ها را می‌توان به دو دسته نمونه‌برداری خشک و تر تقسیم کرد [۷۰،۱۲۱]. در نمونه‌برداری خشک معمولاً از فیلتر و کاست‌های دو یا سه مرحله‌ای برای نمونه‌برداری استفاده می‌شود. در برخی از مطالعات از فیلترهای پلی تترافلئوروواتیلن غشایی برای نمونه‌برداری از کروناویروس استفاده شده است. از فیلترهای کتان پک‌شده (Tightly packed cotton) و سلولزی برای نمونه‌برداری از برخی از ویروس‌ها مانند Poxviridae استفاده می‌شود [۵۵]. در

جدول ۳: روش‌های نمونه‌برداری از کروناویروس

ردیف	نوع ویروس کرونا	نمونه‌بردار	دبی/ زمان نمونه‌برداری	محل نمونه‌برداری	روش تحلیل	منبع
۱	SARS Coronavirus	نمونه‌بردار شکاف با قدرت تفکیک بالا	۳۰- لیتر در دقیقه ۱۸- دقیقه	اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	[۹۸-۱۰۱]
		فیلتر غشایی با پورسایز ۰/۳ میکرومتر	۳۰- لیتر در دقیقه ۱۳- ساعت	اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	
		فیلتر هپا	۴ لیتر در دقیقه/ ۴ ساعت		PCR	
		بابلر متخلل	۶ تا ۱۰ لیتر در دقیقه			
		نمونه‌بردار حجم بالا	۴۰۰ لیتر در دقیقه/ ۵ دقیقه	اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	
۲	MERS Coronavirus	airscan sampler MD-۸	۵۰- لیتر در دقیقه ۲۰- دقیقه	بیمارستان	PCR	[۱۰۷، ۱۱۰، ۱۱۱]
		فیلتر آغشته به گلاتین (قطر ۸۰ میلی‌متر و پورسایز ۳ میکرومتر)	۵۰- لیتر در دقیقه ۲۰- دقیقه	بیمارستان	PCR	

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

ادامه جدول ۳

		ایمپینجر	-۱ لیتر در دقیقه -۱ ساعت		PCR	
		airscan sampler MD-۸	-۶ متر معکب بر ساعت -۱۵ دقیقه		PCR	
		فیلترPTFE با پورسایز ۰/۳ میکرومتر	-۶ متر مکعب بر ساعت -۴ ساعت		PCR	
		سیکلون			RT-PCR	
		سیکلون	- ۳/۵ لیتر در دقیقه - ۴ ساعت		PCR	
		فیلتر آغشته با پورسایز ۳ میکرومتر	-۵ لیتر در دقیقه -۱ ساعت		PCR	
		ایمپینجر	-۱۲ لیتر در دقیقه -۳ساعت	اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	
		فیلتر PTFE پورسایز ۰/۳ میکرومتر	- ۳/۵ لیتر بردقیقه -۴ساعت	بیمارستان	RT-PCR	
۳	SARS-CoV-2	prototype VIVAS air sampler & BioSpot-VIVAS BSS300P		اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	[۱۱۲-۱۲۰، ۱۰۴-۱۰۷، ۱۰۲، ۱۰۳، ۲۴]
		ایمپینجر	- ۳۹۰ لیتر	مرکز بهداشتی درمانی	RT-PCR	
		ایمپینجر		اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	
		نمونه‌بردار حجم بالا	- ۴۰۰ لیتر در دقیقه - ۱۵دقیقه	اتاق بیماران مبتلا در بیمارستان	RT-PCR	
		airscan sampler MD-۸	- ۵۰ لیتر در دقیقه - ۱۰۰۰لیتر	بیمارستان	RT-PCR	
		ایمپینجر AGI	- ۵ و ۴۰ لیتر در دقیقه - ۱۰۰ و ۱۰۰۰ لیتر	بیمارستان	RT-PCR	
		Air-nCoV-Watch (ACW) & impinger	۱۵ و ۴۰۰ لیتر در دقیقه - ۴۰دقیقه	بیمارستان	RT-PCR	
		فیلتر ۲۵ میلی‌متری با پورسایز ۰/۲۲ میکرومتر	- ۹/۶ لیتر در دقیقه - ۳ ساعت	بیمارستان	RT-PCR	
		سیکلون و فیلتر PTFE	- ۳/۵ لیتر در دقیقه	بیمارستان	RT-PCR	
		فیلتر غشایی ۸۰ میلی‌متری		اتوبوس	RT-PCR	
		سیکلون	- ۳/۵ لیتر در دقیقه	بیمارستان	RT-PCR	
		فیلتر آغشته و نمونه‌بردار IOM	۱۰ لیتر در دقیقه - ۴، ۶ و ۱۸ ساعت			

مطالعه‌ای سه فیلتر پلی تترافلئورواتیلن، پلی کربنات و گلاتین برای نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد بررسی شد. نتیجه این مطالعه نشان داد دو فیلتر پلی کربنات و گلاتین در نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد بیشترین کارایی را دارند [۶۳،۶۴]. همچنین National Institute for Occupational Safety) NIOSH and Health) در پیشنهاد اخیر برای نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد، فیلتر پلی تترافلئورواتیلن را پیشنهاد داده است [۱۲۲] . با توجه به اینکه نمونه‌برداری از کروناویروس به صورت طولانی‌مدت و با حجم هوای زیادی انجام می‌شود، در بیشتر نمونه‌برداری‌ها از فیلتر گلوتاتین استفاده شده است [۱۰۷].

از روش‌های نمونه‌برداری تر می‌توان به نمونه‌بردارهای بیولوژیک اشاره کرد که تا ۸ ساعت به‌طور مدام نمونه‌های

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

بیوآئروسل را در مایع جمع‌آوری می‌کند. به همین دلیل برای نمونه‌برداری از کروناویروس مناسب است[۹۳]. این نوع نمونه‌بردار یک محل ورودی و خروجی دارد و هوای ورودی از طریق ۳ سوراخ به قطر ۰/۶۳۰ میلی‌متر به سرعت صوت می‌رسد و وارد مایع می‌شود. حجم نمونه‌برداری تقریباً ۱۲/۵ لیتر در دقیقه است که به کمک یک پمپ با فشار ۰/۵ اتمسفر تأمین می‌شود. برای این کار معمولاً از پمپ‌های نمونه‌برداری محیطی با ظرفیت ۱۰ تا ۶۰ لیتر در دقیقه استفاده می‌شود؛ به همین دلیل این روش برای نمونه‌برداری فردی مناسب نیست.

از دیگر انواع روش‌های نمونه‌برداری تر، نمونه‌برداری با ایمپینجر است. از ایمپینجر متصل به نمونه‌بردار بیولوژیک برای نمونه‌برداری از کروناویروس نیز استفاده شده است. از این مدار نمونه‌برداری برای دبی متوسط و نمونه‌برداری با حجم بالا استفاده می‌شود. به‌منظور نمونه‌برداری حجم زیاد با ایمپینجر از ایمپینجر ۲۰ میلی‌لیتر DMEM (Dulbecco's Modified Eagle's Medium)، ۱۰۰ میکروگرم بر لیتر استرپتومایسین، ۱۰۰ میکروگرم بر لیتر پنیسیلین و ۱ درصد ایزوآمیل الکل استفاده شد.

در چند مطالعه دیگر نیز برای نمونه‌برداری از کروناویروس از سیکلون استفاده شده است. در این روش از فلوی بالا و ۸ ساعت نمونه‌برداری مداوم استفاده می‌شود. روش NIOSH شماره ۰۶۰۰ پیشنهاد داده است که از سیکلون به‌عنوان پیش‌فیلتر به‌منظور حذف ذرات بزرگ که در محدوده تنفسی نیستند و نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد استفاده شود. نتایج برخی از مطالعات حاکی از مخرب بودن سیکلون در نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد است. با این حال اگر روش تحلیل PCR باشد، این مشکل حل می‌شود؛ زیرا PCR به صدمه دیدن ساختار ویروس حساس نیست و می‌توان برای تحلیل کیفی از آن استفاده کرد [۱۰۶].

همچنین از نمونه‌برداری با نمونه‌بردار MD-8 (شکل ۴) برای نمونه‌برداری از دو کروناویروس سندرم حاد تنفسی خاورمیانه و سندرم تنفسی حاد از هوای داخل بیمارستان استفاده شده است. در این مطالعات نمونه‌برداری با فیلتر گلاتین قابل حل در آب با قطر ۸۰ میلی‌متر و دانه‌بندی ۳ میکرومتری انجام شد. این روش به دلیل آسیب نرساندن به ژنوم ویروس برای تحلیل کمّی با RT-PCR مناسب است [۱۲۳].



شکل ۴: نمونه‌بردار MD-8

شرایط نمونه‌برداری: مدت‌زمان و دبی

مطالعات مختلف پیشنهادهای زیادی برای شرایط نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد ارائه داده‌اند. استاندارد ویژه‌ای در این زمینه وجود ندارد. با این حال نمونه‌بردار اندرسن در دبی ۲۸/۳ لیتر در دقیقه و ۱۰ دقیقه نمونه‌برداری بهترین کارایی را دارد. هرچند تاکنون مطالعه‌ای به‌طور اختصاصی از این نمونه‌بردار برای نمونه‌برداری از کروناویروس استفاده نکرده است، ازآنجاکه طی نمونه‌برداری در این روش ویروس‌ها آسیبی نمی‌بینند، می‌توان از آن به‌منظور نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد استفاده کرد [۱۲۴]. مطالعات نشان دادند به‌طورکلی ایمپینجر برای نمونه‌برداری از ویروس‌های هوابرد با تراکم کم مناسب نیست [۱۰۲].

در مطالعات از نمونه‌بردار شکاف با قدرت تفکیک بالا (High-resolution slit-sampler) ساخت DRDC (Defense Research and Development Canada) در دبی ۳۰ لیتر در دقیقه و مدت‌زمان ۱۸ دقیقه نیز برای نمونه‌برداری از کروناویروس هوابرد استفاده شده است. مطالعات نشان دادند در یک‌دهم نمونه‌های به‌دست‌آمده از این روش، کروناویروس نمونه‌برداری شده و نمونه‌ها مثبت بوده است. به نظر می‌رسد برای نمونه‌برداری از کروناویروس در تراکم‌های کم باید از نمونه‌برداری با حجم زیاد استفاده شود که امکان آسیب دیدن ویروس را بیشتر می‌کند. به همین دلیل در نمونه‌برداری‌های حجم زیاد باید از PCR برای نمونه‌برداری استفاده شود [۱۲۵]. در مطالعه Kim و همکاران نمونه‌برداری با حجم ۵۰ لیتر در دقیقه و به مدت ۲۰ دقیقه انجام شد و تحلیل با استفاده از PCR انجام شد که در ۴ نمونه از ۷ نمونه کروناویروس شناسایی شد [۱۲۶].

در مطالعات برای نمونه‌برداری از کروناویروس‌ها از فیلتر غشایی با پورسایز ۰/۳ میکرومتر در دبی ۳۰ لیتر در دقیقه و ۱۳ ساعت، ۵ لیتر در دقیقه و ۱ ساعت، فیلتر هپا ۴ لیتر در دقیقه ۴ ساعت، فیلتر پلی تترافلئوروواتیلن با پورسایز ۰/۳ میکرومتر با دبی ۶ مترمکعب بر ساعت و ۴ ساعت، ۳/۵ لیتر در دقیقه و ۴ساعت، فیلتر ۲۵ میلی‌متری با پورسایز ۰/۲۲میکرومتری با دبی ۹/۶ لیتر در دقیقه و ۳ ساعت و فیلتر آغشته به گلاتین با دبی ۵۰ لیتر در دقیقه به مدت ۲۰ دقیقه استفاده شده است [۲۴،۱۰۷]. همچنین از بابلر (Babler) متخلخل برای نمونه‌برداری از ویروس سندرم حاد تنفسی خاورمیانه با دبی ۶ تا ۱۰ لیتر در دقیقه استفاده شده است.

از نمودار MD-8 برای نمونه‌برداری‌های کوتاه‌مدت با دبی ۵۰ لیتر در دقیقه و ۶ مترمعکب بر ساعت به مدت ۱۵ و ۲۰

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

دقیقه استفاده شده است. این در حالی است که از ایمپینجر در دامنه وسیعی از دبی‌ها برای نمونه‌برداری از کروناویروس استفاده شده است. دبی و زمان نمونه‌برداری با ایمپینجر برای نمونه‌برداری کروناویروس‌ها به ترتیب ۱، ۵ و ۴۰ لیتر در دقیقه در ۱، ۳ و ۴ ساعت بود [۹۳،۱۰۷].

نتیجه‌گیری

نتایج به‌دست‌آمده از این مطالعه مبتنی بر یافته‌های قبلی گزارش‌شده نشان داد روش‌های متنوعی برای نمونه‌برداری از ذرات ویروس هوابرد ارائه شده است. اساس عملکرد و انتخاب این تجهیزات آسیب نرساندن به ویروس‌های جمع‌آوری‌شده و در صورت امکان، تشخیص فعال یا غیرفعال بودن آن‌ها برای تحلیل کیفی یا کمّی است.

بررسی نتایج گزارش‌شده در مطالعات نشان داد نمونه‌برداری از ویروس‌ها را می‌توان از نظر قابلیت تحلیل کیفی یا کمّی بررسی کرد. در روش‌های نمونه‌برداری که به ژنوم ویروس آسیب وارد می‌شود، ویروس غیرفعال می‌شود و حجم هوا قابل برآورد نیست. روش‌های غیرفعال مانند محیط‌های کشت برای برآورد کیفی مناسب‌تر هستند. در روش‌های تحلیل برآورد کیفی تنها به این سؤال که «آیا ویروس در محیط وجود دارد یا نه؟» پاسخ داده می‌شود. این روش‌ها شامل آلوده کردن یک حیوان به ویروس، آلوده کردن تخم‌مرغ به ویروس، کشت و افزایش ویروس و PCR است. روش‌های نمونه‌برداری به‌منظور برآورد کیفی هوا شامل تمام روش‌های نمونه‌برداری است.

از طرف دیگر، نتایج بررسی مطالعات نشان داد از روش‌های نمونه‌برداری که به ژنوم ویروس آسیبی وارد نمی‌کنند، می‌توان برای تحلیل کمّی با RT-PCR استفاده کرد. این روش‌ها شامل نمونه‌برداری با فیلتر پلی تترافلئورواتیلن با قطر منافذ ۰/۲ میکرومتر، نمونه‌بردار شکاف، فیلتر پلی تترافلئورواتیلن غشایی با پورسایز ۰/۳ میکرومتر، سیکلون با دیوار استیل خیس، AGI-30، AGI-4، LVS و نمونه‌بردارهای اختصاصی بیوآئروسل‌ها هستند. برای نمونه‌برداری از کروناویروس از روش‌های نمونه‌برداری با ایمپینجر، سیکلون، نمونه‌بردارهای اختصاصی بیولوژیک، نمونه‌بردار MD-8 و فیلتر می‌توان برای تحلیل کمّی استفاده کرد.

بر اساس نتایج حاصل از مطالعات، نمونه‌بردارهای بر پایه برخورد برای نمونه‌برداری از ذرات با اندازه‌های بزرگ‌تر مناسب هستند. علاوه بر این، از نمونه‌بردارهای اندرسن چند مرحله‌ای برای جداسازی ذرات بر اساس اندازه قطر آن‌ها استفاده می‌شود. با استفاده از ایمپینجرها می‌توان ذرات را درون مایع مناسب جمع‌آوری کرد، سپس نمونه‌های جمع‌آوری‌شده را ارزیابی کرد. این روش نمونه‌برداری به دلیل جمع‌آوری ویروس‌ها در محیط کشت یا مایع در دامنه وسیعی از دبی‌ها، نمونه‌برداری‌های طولانی‌مدت و تحلیل کمّی مورد استفاده قرار می‌گیرد. فیلترها نیز بر اساس مکانیسم مختلف قادر به جمع‌آوری ذرات ویروسی با ابعاد متنوع از اندازه‌های بسیار ریز تا اندازه‌های درشت هستند. مهم‌ترین ایراد فیلترها احتمال آسیب دیدن ویروس‌ها در فرایند نمونه‌برداری است.

به‌منظور افزایش کارایی فیلترها می‌توان از آن‌ها به صورت آغشته به محیط کشت استفاده کرد. علاوه بر تجهیزات استفاده‌شده در نمونه‌برداری از ذرات ویروس، باید به عوامل محیطی ازجمله رطوبت نسبی، دما و مدت‌زمان ماند ذرات ویروس به شکل هوابرد توجه کرد. این عوامل بر فعال ماندن ویروس و نتایج نمونه‌برداری تأثیرگذار هستند. به صورتی که برخی از ویروس‌ها در رطوبت‌ها یا دماهای مختلف غیرفعال می‌شوند و نتایج نهایی نمونه‌برداری را تحت تأثیر قرار می‌دهند.

بررسی نتایج حاصل از مطالعات نشان داد عوامل تأثیرگذار بر فعال ماندن ویروس در محیط و رفتار منحصربه‌فرد ویروس‌ها، امکان ارائه یک روش پیشنهادی جامع را نمی‌دهد. تنوع قطر آئرودینامیک ویروس‌های هوابرد از نانومتر تا میکرومتر از دیگر مشکلات در ارائه یک روش استاندارد است. نحوه تشخیص ویروس در یک نمونه به نوع آئروسل جمع‌آوری‌شده و روش‌های نمونه‌برداری و تحلیل بستگی دارد. مطالعات اخیر به‌ندرت شامل شمارش کلی ویروس‌های جمع‌آوری‌شده در بستر است. معمولاً بسترهای نمونه‌برداری باعث تخریب ویروس‌ها می‌شود و مقدار اندازه‌گیری‌شده یا استخراج‌شده در تحلیل کمتر از مقدار واقعی است. فناوری‌هایی مانند PCR به تشخیص ویروس در نمونه هوا کمک می‌کند؛ حتی زمانی که تراکم ویروس در محیط کم باشد. ویروس‌ها تنوع گونه‌ای بسیاری دارند؛ پس برای نمونه‌برداری از هریک از انواع ویروس‌ها باید از روش نمونه‌برداری و تحلیل خاصی متناسب با ویژگی و رفتار آن‌ها در محیط استفاده شود.

این مطالعه با هدف بررسی روش‌های نمونه‌برداری از بیوآئروسل‌ها برای تعیین مقدار ذرات هوابرد حاوی ویروس‌ها به صورت مرور نظامند انجام شد و کوشش شد تمام روش‌های مطرح در خصوص نمونه‌برداری از ذرات ویروسی بررسی شود.

محدودیت‌های مطالعه

چالش‌های انجام این مطالعه شامل تعدد کلیدواژگان به‌خصوص استفاده نکردن از کلیدواژگان یکسان در عناوین مقالات بود. به همین سبب شناسایی مقالات مرتبط با هدف مطالعه چالش‌برانگیز بود. مقالات اولیه با کلیدواژگان کلی شامل «نمونه‌برداری از هوا، ویروس‌ها و ویروس‌های هوابرد» انتخاب شدند. چالش دیگر تعدد انتشار روزانه تعداد زیاد مقاله در خصوص نمونه‌برداری از کروناویروس جدید بود که انتخاب روش‌های بهینه و مؤثر را برای نمونه‌برداری از کروناویروس جدید و داده‌های معتبر و قابل استناد نظیر عوامل تأثیرگذار بر نمونه‌برداری از کروناویروس جدید و شرایط نمونه‌برداری را چالش‌برانگیز کرده بود. نتایج ضدونقیض ارائه‌شده در مقالات

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

مختلف در خصوص تأثیر عوامل مؤثر بر نمونه‌برداری از ویروس‌ها نیز از چالش‌های دیگر این مطالعه بود که تلاش شد به همه موارد اشاره و جمع‌بندی شود.

تشکر و قدردانی

از دانشگاه علوم پزشکی شیراز برای حمایت از این مطالعه تقدیر و تشکر می‌شود.

تضاد منافع

نویسندگان اذعان می‌دارند که هیچ تضاد منافعی در نگارش یا تحیل نتایج وجود نداشته است.

ملاحظات اخلاقی

مقاله ی حاضر یک مطالعه ی مروری می باشد و فاقد هرگونه کارازمایی بالینی یا مطالعه بر روی انسان و حیوانات است.

سهم نویسندگان

نویسنده مسئول مدیریت مطالعه در تمام مراحل از طراحی تا جستجو و نگارش را به عهده داشته است. جستجوی مقالات و دسته بندی آنها توسط ابوالفضل مقدسی انجام شده و نسخه اولیه مقاله توسط ابوالفضل مقدسی و سعید یوسفی نژاد تهیه شده است و بخشی از مقاله نیز توسط سعید جعفری نگارش شده است. همه نویسندگان. در ویرایش نسخه نهایی و بازنگری های صورت گرفته مشارکت داشته اند.

حمایت مالی

این مقاله به عنوان طرح پژوهشی ثبت نشده است.

REFERENCES

1. Eiche T, Kuster M. Aerosol Release by Healthy People during Speaking: Possible Contribution to the Transmission of SARS-CoV-2. *Int J Environ Res Public Health*. 2020;**17**(23):1-14. PMID: 33291404 DOI: 10.3390/ijerph17 239088
2. Akers T, Bond S, Goldberg L. Effect of temperature and relative humidity on survival of airborne Columbia SK group viruses. *Appl Microbiol*. 1966;**14**(3):361-4. PMID: 4291235 DOI: 10.1128/am.14.3.361-364.1966
3. Ijaz MK, Sattar SA, Johnson-Lussenburg CM, Springthorpe VS, Nair RC. Effect of relative humidity, atmospheric temperature, and suspending medium on the airborne survival of human rotavirus. *Can J Microbiol*. 1985;**31**(8):681-5. PMID: 3000566 DOI: 10.1139/m85-129
4. Perlman S. Another decade, another coronavirus. *N Engl J Med.* 2020;**382**(8):760-2. PMID: 31978944 DOI: 10.1056/NEJMe2001126
5. Booth TF, Kournikakis B, Bastien N, Ho J, Kobasa D, Stadnyk L, et al. Detection of airborne severe acute respiratory syndrome (SARS) coronavirus and environmental contamination in SARS outbreak units. *J Infect Dis.* 2005;**191**(9):1472-7. PMID: 15809906 DOI: 10.1086/4296 34
6. Zhong NS, Zheng BJ, Poon LY, Xie ZH, Chan KH, et al. Epidemiology and cause of severe acute respiratory syndrome (SARS) in Guangdong, People's Republic of China, in February, 2003. *Lancet.* 2003;**362**(9393): 1353-8. PMID: 14585636 DOI: 10.1016/s0140-6736 (03)14630-2
7. Bolles M, Donaldson E, Baric R. SARS-CoV and emergent coronaviruses: viral determinants of interspecies transmission. *Curr Opin Virol.* 2011;**1**(6): 624-34. PMID: 22180768 DOI: 10.1016/j.coviro. 2011.10.012
8. Deming D, Sheahan T, Heise M, Yount B, Davis N, Sims A, et al. Vaccine efficacy in senescent mice challenged with recombinant SARS-CoV bearing epidemic and zoonotic spike variants. *Plos Med*. 2006;**3**(12):1-17. PMID: 17194199 DOI: 10.1371/ journal.pmed.0030525
9. Modjarrad K. Research and development activities for Middle East respiratory syndrome: The current landscape. WHO. 2016. https://www.who.int/publi cations/m/item/ research-and-development-activities-formiddle-east-respiratory-syndrome-the-current-landscape
10. Ahmad Z, Singh K, Akhtar J, Amir M, Parveen Z, Shakya P. Middle east respiratory syndrome-coronavirus (mers-cov) in india and abroad. *Int J Pharm Sci Res*. 2017;**8**(11):4496-512. DOI:10.13040/ IJPSR.0975-8232.8(11).4496-12
11. Ng K, Poon BH, Kiat Puar TH, Shan Quah JL, Loh WJ, Wong YJ, et al. COVID-19 and the risk to health care workers: a case report. *Ann Intern Med*. 2020;**172**(11): 766-7. PMID: 32176257 DOI: 10.7326/L20-0175
12. Pirtle E, Beran G. Virus survival in the environment. *Rev Sci Tech*. 1991;**10**(3):733-48. PMID: 1782426 DOI: 10.20506/ rst.10.3.570
13. Yu IT, Li Y, Wong TW, Tam W, Chan AT, Lee JH, et al. Evidence of airborne transmission of the severe acute respiratory syndrome virus. *N Engl J Med.* 2004;**350**(17):1731-9. PMID: 15102999 DOI: 10.1056/ NEJMoa032867
14. Verreault D, Moineau S, Duchaine C. Methods for sampling of airborne viruses. *Microbiol Mol Biol Rev*. 2008;**72**(3):413-44. PMID: 18772283 DOI: 10.1128/ MMBR.00002-08
15. Donaldson A. Quantitative data on airborne foot-and-mouth disease virus: its production, carriage and deposition. Philos. *Trans R Soc Lond B Biol Sci.*1983;**302**(1111):529-34. DOI: 10.1098/rstb.1983. 0072
16. Roy CJ, Milton DK. Airborne transmission of communicable infection-the elusive pathway. *N Engl J Med.* 2004;**350**(17):1710-2. PMID: 15102996 DOI: 10.1056/ NEJMp048051
17. Donaldson AI, Alexandersen S. Predicting the spread of foot and mouth disease by airborne virus. *Rev Sci Tech.* 2002;**21**(3):569-78. PMID: 12523697 DOI: 10. 20506/rst. 21.3.1362
18. Gloster J, Freshwater A, Sellers RF, Alexandersen S. Re-assessing the likelihood of airborne spread of foot-and-mouth disease at the start of the 1967–1968 UK foot-and-mouth disease epidemic. *Epidemiol Infect*. 2005;**133**(5):767-83. PMID: 16181495 DOI: 10.1017/ S0950268805004073
19. Christensen LS, Normann P, Thykier-Nielsen S, Sørensen JH, de Stricker K, Rosenørn S. Analysis of the epidemiological dynamics during the 1982–1983 epidemic of foot-and-mouth disease in Denmark based on molecular high-resolution strain identification. *J Gen Virol.* 2005;**86**(9):2577-84. PMID: 16099917 DOI: 10.1099/vir. 0.80878-0
20. Sellers R, Daggupaty S. The epidemic of foot-and-mouth disease in Saskatchewan, Canada, 1951-1952. *Can J Vet Res*.1990;**54**(4):457. PMID: 2249179
21. Valarcher JF, Gloster J, Doel CA, Bankowski B, Gibson D. Foot-and-mouth disease virus (O/UKG/2001) is poorly transmitted between sheep by the airborne route. *Vet J.* 2008;**177**(3):425-8. DOI: 10.1016/j.tvjl. 2007.05.023
22. Hietala SK, Hullinger PJ, Crossley BM, Kinde H, Ardans AA. Environmental air sampling to detect exotic

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

Newcastle disease virus in two California commercial poultry flocks. *J Vet Diagn Invest*. 2005;**17**(2):198-200. PMID: 15825506 DOI: 10.1177/104063870501700219
23. Morawska L. Droplet fate in indoor environments, or can we prevent the spread of infection? *Indoor Air.* 2006;**16**(5):335-47. PMID: 16948710 DOI: 10.1111/j.1600-0668.2006. 00432.x
24. Cheng VCC, Wong SC, Chan VWM, So SYC, Chen JHK, Yip CCY, et al. Air and environmental sampling for SARS-CoV-2 around hospitalized patients with coronavirus disease 2019 (COVID-19). *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2020;**41**(11):1258-65. PMID: 32507114 DOI: 10.1017/ice. 2020.282
25. Aghalari Z, Dahms HU, Sosa-Hernandez JE, Oyervides-Muñoz MA, Parra-Saldívar R. Evaluation of SARS-COV-2 transmission through indoor air in hospitals and prevention methods: A systematic review. *Environ Res*. 2021;**195**:1-8. PMID: 33549620 DOI: 10.1016/j.envres.2021.110841
26. Jones RM. Relative contributions of transmission routes for COVID-19 among healthcare personnel providing patient care. *J Occup Environ Hyg.* 2020;**17**(9):408-15. PMID: 32643585 DOI: 10.1080/15459624.2020.1784427
27. Zhou J, Otter JA, Price JR, Cimpeanu C, Garcia DM, Kinross J, et al. Investigating SARS-CoV-2 surface and air contamination in an acute healthcare setting during the peak of the COVID-19 pandemic in London. *Clin Infect Dis.* 2020;**73**(7):1870-7. PMID: 32634826 DOI: 10.1093/cid/ ciaa905
28. Morawska L, Tang JW, Bahnfleth W, Bluyssen PM, Boerstra A, Buonanno G, et al. How can airborne transmission of COVID-19 indoors be minimised? *Environ Int.* 2020;**142**:1-8. PMID: 32521345 DOI: 10.1016/j.envint.2020.105832
29. Zuo YY, Uspal WE, Wei T. Airborne Transmission of COVID-19: Aerosol Dispersion, Lung Deposition, and Virus-Receptor Interactions. *ACS Nano.* 2020;**14**(12): 16502-24. PMID: 33236896 DOI: 10.1021/acsnano. 0c08484
30. Anderson EL, Turnham P, Griffin JR, Clarke CC. Consideration of the aerosol transmission for COVID-19 and public health. *Risk Anal.* 2020;**40**(5):902-7. PMID: 32356927 DOI: 10.1111/risa.13500
31. Fathizadeh H, Maroufi P, Momen-Heravi M, Dao S, Ganbarov K, Pagliano P, et al. Protection and disinfection policies against SARS-CoV-2 (COVID-19). *Infez Med*. 2020;**28**(2):185-91. PMID: 32275260
32. Danesh-Meyer HV, McGhee CN. Implications of Coronavirus Disease 2019 for Ophthalmologists. *Am J Ophthalmol.* 2020;**223**:108-18. PMID: 32976847 DOI: 10.1016/j.ajo.2020.09.027
33. Heyder J, Gebhart J, Rudolf G, Schiller CF, Stahlhofen W. Deposition of particles in the human respiratory tract in the size range 0.005–15 μm. *J Aerosol Sc.* 1986;**17**(5):811-25. DOI: 10.1016/0021-8502(86)90035-2
34. Thomas RJ. Particle size and pathogenicity in the respiratory tract. *Virulence*. 2013;**4**(8):847-58. PMID: 24225380 DOI: 10.4161/viru.27172
35. Druett H, Henderson D, Packman L, Peacock S. Studies on respiratory infection: I. The influence of particle size on respiratory infection with anthrax spores. *J Hyg (Lond).* 1953;**51**(3):359-71. PMID: 13096744 DOI: 10.1017/ s0022172400015795
36. Lippmann M, Albert RE. The effect of particle size on the regional deposition of inhaled aerosols in the human respiratory tract. *Am Ind Hyg Assoc J.* 1969;**30**(3):257-75. PMID: 5793995 DOI: 10.1080/00028896909343120
37. Lee SA, Grinshpun SA, Reponen T. Respiratory performance offered by N95 respirators and surgical masks: human subject evaluation with NaCl aerosol representing bacterial and viral particle size range. *Ann Occup Hyg.* 2008;**52**(3):177-85. PMID: 18326870 DOI: 10.1093/annhyg/men005
38. Chan KH, Peiris JM, Lam S, Poon L, Yuen K, Seto WH. The effects of temperature and relative humidity on the viability of the SARS coronavirus. *Adv Virol.* 2011;**2011**:1-7. PMID: 22312351 DOI: 10.1155/2011/734690
39. Wallis C, Melnick JL, Rao VC, Sox TE. Method for detecting viruses in aerosols. *Appl Environ Microbiol*. 1985;**50**(5):1181-6. PMID: 3004329 DOI: 10.1128/aem. 50.5.1181-1186.1985
40. Mecenas P, Bastos RTdRM, Vallinoto ACR, Normando D. Effects of temperature and humidity on the spread of COVID-19: A systematic review. *Plos One.* 2020;**15**(9):1-21. PMID: 32946453 DOI: 10.1371/journal.pone.0238339
41. Shocket MS, Ryan SJ, Mordecai EA. Temperature explains broad patterns of Ross River virus transmission. *Elife*. 2018;**7**:1-22. PMID: 30152328 DOI: 10.7554/eLife.37762
42. Lowen AC, Mubareka S, Steel J, Palese P. Influenza virus transmission is dependent on relative humidity and temperature. *Plos Pathog.* 2007;**3**(10):1-7. PMID: 17953482 DOI: 10.1371/journal.ppat.0030151
43. Ijaz M, Brunner A, Sattar S, Nair RC, Johnson-Lussenburg C. Survival characteristics of airborne human coronavirus 229E. *J Gen Virol.* 1985; **66**(12):2743-8. PMID: 2999318 DOI: 10.1099/0022-1317-66-12-2743
44. Altamimi A, Ahmed AE. Climate factors and incidence of Middle East respiratory syndrome coronavirus. *J Infect Public Health*. 2020;**13**(5):704-8. PMID: 31813836 DOI: 10.1016/j.jiph.2019.11.011
45. Ijaz M, Karim Y ,Sattar S, Johnson-Lussenburg C. Development of methods to study the survival of airborne viruses. *J Virol Methods*. 1987;**18**(2-3):87-106. DOI: 10.1016/0166-0934(87)90114-5
46. Wu Y, Jing W, Liu J, Ma Q, Yuan J, Wang Y, et al. Effects of temperature and humidity on the daily new cases and new deaths of COVID-19 in 166 countries. *Sci Total Environ.* 2020;**729**:1-8. PMID: 32361460 DOI: 10.1016/j.scitotenv. 2020.139051
47. Karim YG, Ijaz MK, Sattar SA, Johnson-Lussenburg CM. Effect of relative humidity on the airborne survival of rhinovirus-14. *Can J Microbiol.* 1985;**31**(11):1058-61. PMID: 3004682 DOI: 10.1139/m85-199
48. Ijaz MK, Sattar SA, Johnson-Lussenburg CM, Springthorpe V. Comparison of the airborne survival of calf rotavirus and poliovirus type 1 (Sabin) aerosolized as a mixture. *Appl Environ Microbiol.* 1985;**49**(2):289-93. PMID: 2984990 DOI: 10.1128/aem.49.2.289-293.1985
49. Hermann J, Hoff S, Muñoz-Zanzi C, Yoon KJ, Roof M, Burkhardt A, et al. Effect of temperature and relative humidity on the stability of infectious porcine reproductive and respiratory syndrome virus in aerosols. *Vet Res.* 2007;**38**(1):81-93. PMID: 17156739 DOI: 10.1051/ vetres:2006044
50. Songer JR. Influence of relative humidity on the survival of some airborne viruses. *Appl Microbiol.* 1967;**15**(1):35-42. PMID: 4291670 DOI: 10.1128/am.15.1.35-42.1967
51. Schaffer FL, Soergel ME, Straube DC. Survival of airborne influenza virus :effects of propagating host, relative humidity, and composition of spray fluids. *Arch Virol.* 1976;**51**(4):263-73. PMID: 987765 DOI: 10.1007/BF01317930
52. Harper GR. Airborne micro-organisms: survival tests with four viruses. *J Hyg (Lond)*. 1961;**59**(4):479-86. PMID: 13904777 DOI: 10.1017/s0022172400039176
53. Alonso C, Raynor PC, Goyal S, Olson BA, Alba A, Davies PR, et al. Assessment of air sampling methods and size distribution of virus-laden aerosols in outbreaks in swine and poultry farms. *J Vet Diagn Invest.* 2017;**29**(3):298-304. PMID: 28363251 DOI: 10.1177/1040638717700221
54. Tseng CC, Li CS. Collection efficiencies of aerosol samplers for virus-containing aerosols. *J Aerosol Sci*. 2005;**36**(5-6):593-607. PMID: 32287372 DOI: 10.1016/j.jaerosci. 2004.12.004
55. Meiklejohn G, Kempe C, Downie A, Berge T, Vincent LS, Rao A. Air sampling to recover variola virus in the

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

environment of a smallpox hospital. *Bull World Health Organ*. 1961;**25**(1):63-7. PMID: 14472202
56. Huang Y, Ding Z, Chen Q, Wu L, Guo L, Zhao C, et al. Environmental virus detection associated with asymptomatic SARS-CoV-2-infected individuals with positive anal swabs. *Sci Total Environ*. 2021;**753**:1-5. PMID: 33207437 DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.142289
57. Brown J, Tang J, Pankhurst L, Klein N, Gant V, Lai K, et al. Influenza virus survival in aerosols and estimates of viable virus loss resulting from aerosolization and air-sampling. *J Hosp Infect.* 2015;**91**(3):278-81. PMID: 26412395 DOI: 10.1016/j.jhin.2015.08.004
58. Petersen NJ, Bond WW, Marshall JH, Favero MS, Raij L. An air sampling technique for hepatitis B surface antigen. *Health Lab Sci.* 1976;**13**(4):233-7. PMID: 789291
59. Sawyer MH, Chamberlin CJ, Wu YN, Aintablian N, Wallace MR. Detection of varicella-zoster virus DNA in air samples from hospital rooms. *J Infect Dis.* 1994;**169**(1):91-4. PMID: 8277202 DOI: 10.1093/infdis/169.1.91
60. McCluskey R, Sandin R, Greene J. Detection of airborne cytomegalovirus in hospital rooms of immuncompromised patients. *J Virol Methods*. 1996;**56**(1):115-8. PMID: 8690759 DOI: 10.1016/0166-0934(95)01955-3
61. Aintablian N, Walpita P, Sawyer MH. Detection of Bordetella pertussis and respiratory syncytial virus in air samples from hospital rooms. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 1998;**19**(12):918-23. PMID: 9872529 DOI: 10.1086/647764
62. Myatt TA, Johnston SL, Rudnick S, Milton DK. Airborne rhinovirus detection and effect of ultraviolet irradiation on detection by a semi-nested RT-PCR assay. *BMC Public Health*. 2003;**3**(1):1-7. PMID: 12525263 DOI: 10.1186/ 1471-2458-3-5
63. Myatt TA, Johnston SL, Zuo Z, Wand M, Kebadze T, Rudnick S, et al. Detection of airborne rhinovirus and its relation to outdoor air supply in office environments. *Am J Respir Crit Care Med*. 2004;**169**(11):1187-90. PMID: 14754759 DOI: 10.1164/rccm.200306-760OC
64. Burton NC, Grinshpun SA, Reponen T. Physical collection efficiency of filter materials for bacteria and viruses. *Ann Occup Hyg.* 2007;**51**(2):143-51. PMID: 17041245 DOI: 10.1093/annhyg/mel073
65. Rudnick SN, First MW. Fundamental factors affecting upper-room ultraviolet germicidal irradiation - Part II. Predicting effectiveness. *J Occup Environ Hyg.* 2007;**4**(5):352–62. PMID: 17454503 DOI: 10.1080/15459620701298167
66. McDevitt JJ, Lai KM, Rudnick SN, Houseman EA, First MW, Milton DK. Characterization of UVC light sensitivity of vaccinia virus. *Appl Environ Microbiol*. 2007;**73**(18):5760-6. PMID: 17644645 DOI: 10.1128/AEM. 00110-07
67. Wells W, Brown H. Recovery of influenza virus suspended in air and its destruction by ultraviolet radiation. *Am J Epidemiol*. 1936;**24**(2):407-13. DOI: 10.1093/oxford journals.aje.a118273
68. Delay P, DeOme K, Bankowski R. Recovery of pneumoencephalitis (Newcastle) virus from the air of poultry houses containing infected birds. *Science*. 1948;**107**(2784):474-5. PMID: 17760007 DOI: 10.1126/ science.107.2784.474-a
69. Kuehne RW, Gochenour Jr WS. A slit sampler for collecting T-3 bacteriophage and Venezuelan equine encephalomyelitis virus. II. Studies with Venezuelan equine encephalomyelitis virus. *Appl Microbiol*. 1961;**9**(2):106-7. PMID: 13754875 DOI: 10.1128/am.9.2.106-107.1961
70. Thomas G. Air sampling of smallpox virus. *J Hyg (Lond).* 1974;**73**(1):1-8. PMID: 4371586 DOI: 10.1017/s0022172 400023767
71. Barker J, Jones M. The potential spread of infection caused by aerosol contamination of surfaces after flushing a domestic toilet. *J Appl Microbiol.* 2005;**99**(2):339-47. PMID: 16033465 DOI: 10.1111/j.1365-2672.2005.02610.x
72. Thomas G. Sampling rabbit pox aerosols of natural origin. *J Hyg (Lond).* 1970;**68**(4):511-7. PMID: 4321593 DOI: 10.1017/s0022172400042443
73. Morris E, Darlow H, Peel J, Wright WC. The quantitative assay of mono-dispersed aerosols of bacteria and bacteriophage by electrostatic precipitation. *J Hyg (Lond).* 1961;**59**(4):487-96. PMID: 14476240 DOI: 10.1017/s0022 172400039188
74. Westwood JC, Boulter EA, Bowen ET, Maber HB. Experimental respiratory infection with poxviruses. I. Clinical virological and epidemiological studies. *Br J Exp Pathol.* 1966;**47**(5):453-65. PMID: 4288602
75. Harstad JB. Sampling submicron T1 bacteriophage aerosols. *Appl Microbiol.* 1965;**13**(6):899-908. PMID: 5866038 DOI: 10.1128/am.13.6.899-908.1965
76. Hogan Jr C, Kettleson E, Lee MH, Ramaswami B, Angenent L, Biswas P. Sampling methodologies and dosage assessment techniques for submicrometre and ultrafine virus aerosol particles. *J Appl Microbiol*. 2005;**99**(6):1422-34. DOI: 10.1111/j.1365-2672.2005.02720.x
77. Downie AW, Meiklejohn M, St Vincent L, Rao AR, Sundara Babu BV, Kempe CH. The recovery of smallpox virus from patients and their environment in a smallpox hospital. *Bull World Health Organ*. 1965;**33**(5):615–22. PMID: 4285461
78. Bausum HT, Schaub SA, Kenyon KF, Small MJ. Comparison of coliphage and bacterial aerosols at a wastewater spray irrigation site. *Appl Environ Microbiol.* 1982;**43**(1):28–38. PMID: 7055376 DOI: 10.1128/aem.43.1.28-38.1982
79. Teltsch B, Katzenelson E. Airborne enteric bacteria and viruses from spray irrigation with wastewater. *Appl Environ Microbiol.* 1978;**35**(2):290-6. PMID: 345967 DOI: 10.1128/aem.35.2.290-296.1978
80. Neve H, Laborius A, Heller K. Testing of the applicability of battery-powered portable microbial air samplers for detection and enumeration of airborne Lactococcus lactis dairy bacteriophages. *Kiel Milchwirtsch Forschungsber.* 2003;**55**(4):301-15.
81. Hugh-Jones M, Allan WH, Dark FA, Harper GJ. The evidence for the airborne spread of Newcastle disease. *J Hyg (Lond).* 1973;**71**(2):325-39. PMID: 4515881 DOI: 10.1017/s0022172400022786
82. Gerone PJ, Couch RB ,Keefer GV, Douglas R, Derrenbacher EB, Knight V. Assessment of experimental and natural viral aerosols. *Bacteriol Rev.* 1966;**30**(3):576-88. PMID: 5917337 DOI: 10.1128/br.30.3.576-588.1966
83. McGarrity GJ, Dion AS. Detection of airborne polyoma virus. *J Hyg (Lond).* 1978;**81**(1):9-13. PMID: 211163 DOI: 10.1017/s0022172400053717
84. Sellers RF, Parker J. Airborne excretion of foot-and-mouth disease virus. *Epidemiol Infect.* 1969;**67**(4):671-7. DOI: 10.1017/S0022172400042121
85. Fannin KF, Spendlove JC, Cochran KW, Gannon JJ. Airborne coliphages from wastewater treatment facilities. *Appl Environ Microbiol*. 1976;**31**(5):705-10. PMID: 1275492 DOI: 10.1128/aem.31.5.705-710.1976
86. Donaldson AI, Wardley RC, Martin S, Ferris NP. Experimental Aujeszky's disease in pigs: excretion, survival and transmission of the virus. *Vet Rec.* 1983;**113**(21):490-4. PMID: 6316624 DOI: 10.1136/vr.113.21.490
87. Moore BE, Sagik BP, Sorber CA. Procedure for the recovery of airborne human enteric viruses during spray irrigation of treated wastewater. *Appl Environ Microbiol.* 1979;**38**(4):688-93. PMID: 231937 DOI: 10.1128/aem.38.4.688-693.1979
88. Artenstein MS, Miller WS, Lamson TH, Brandt BL. Large-volume air sampling for meningococci and adenoviruses. *Am J Epidemiol*. 1968;**87**(3):567-77. DOI: 10.1093/oxfordjournals.aje.a120847
89. Artenstein MS, Miller WS, Rust Jr JH, Lamson TH. Large-volume air sampling of human respiratory disease pathogens. *Am J Epidemiol*. 1967;**85**(3):479-

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

85. PMID: 4960866 DOI: 10.1093/oxfordjournals.aje.a120710
90. Artenstein MS, Miller WS. Air sampling for respiratory disease agents in army recruits. *Bacteriol Rev*. 1966;**30**(3):571-2. PMID: 4958517 DOI: 10.1128/br.30.3.571-572.1966
91. Tseng CC, Li CS. Ozone for inactivation of aerosolized bacteriophages. *Aerosol Sci Technol*. 2006;**40**(9):683-9. DOI: 10.1080/02786820600796590
92. May K, Harper G. The efficiency of various liquid impinger samplers in bacterial aerosols. *Br J Ind Med.* 1957;**14**(4):287-97. PMID: 13471876 DOI: 10.1136/oem.14.4.287
93. Henningson EW, Ahlberg MS. Evaluation of microbiological aerosol samplers: a review. *J Aerosol Sci.* 1994;**25**(8):1459-92. DOI: 10.1016/0021-8502(94)90219-4
94. Ruth B, Montillon G, Montonna R. Studies in filtration-I. Critical analysis of filtration theory. *Ind Eng Chem.* 1933;**25**(1):76-82. DOI: 10.1021/ie50277a018
95. Ruth B. Correlating filtration theory with industrial practice. *Ind Eng Chem.* 1946;**38**(6):564-71. DOI: 10.1021/ie50438a010
96. Kenarkoohi A, Noorimotlagh Z, Falahi S, Amarloei A, Mirzaee SA, Pakzad I, et al. Hospital indoor air quality monitoring for the detection of SARS-CoV-2 (COVID-19) virus. *Sci Total Environ*. 2020;**748**:141324. PMID: 32805566 DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.141324
97. Harmooshi NN, Shirbandi K, Rahim F. Environmental concern regarding the effect of humidity and temperature on 2019-nCoV survival: fact or fiction. *Environ Sci Pollut Res*. 2020:1-10. DOI: 10.1007/s11356-020-09733-w
98. Kim SW, Ramakrishnan MA, Raynor PC, Goyal SM. Effects of humidity and other factors on the generation and sampling of a coronavirus aerosol. *Aerobiologia*. 2007;**23**(4):239-48. PMID: 32214623 DOI: 10.1007/s10453-007-9068-9
99. Agranovski IE, Safatov AS, Pyankov OV, Sergeev AN, Agafonov AP, Ignatiev GM, et al. Monitoring of viable airborne SARS virus in ambient air. *Atmos Environ*. 2004;**38**(23):3879-84. PMID: 32288549 DOI: 10.1016/j. atmosenv.2004.03.044
100. Chen YC, Chen PJ, Chang SC, Kao CL, Wang SH, Wang LH, et al. Infection control and SARS transmission among healthcare workers, Taiwan. *Emerg Infect Dis.* PMID: 15200825 DOI: 10.3201/eid1005.030777
101. Agranovski I, Safatov A, Borodulin A, Pyankov O, Petrishchenko V, Sergeev A, et al. New personal sampler for viable airborne viruses: feasibility study. *J Aerosol Sci.* 2005;**36**(5-6):609-17. DOI: 10.1016/j.jaerosci.2004.11.014
102. Lane MA, Brownsword EA, Babiker A, Ingersoll JM, Waggoner J, Ayers M, et al. Bioaerosol Sampling for Severe Acute Respiratory Syndrome Coronavirus 2 (SARS-CoV-2) in a Referral Center with Critically Ill Coronavirus Disease 2019 (COVID-19) Patients March–May 2020. *Clin Infect Dis.* 2021;**73**(7):1790-4. PMID: 33506256 DOI: 10.1093/cid/ciaa1880
103. Ge X-Y, Pu Y, Liao C-H, Huang W-F, Zeng Q, Zhou H, et al. Evaluation of the exposure risk of SARS-CoV-2 in different hospital environment. *Sustain Cities Soc.* 2020;**61**:1-8. PMID: 32834932 DOI: 10.1016/j.scs.2020.102413
104. Zhou L, Yao M, Zhang X, Hu B, Li X, Chen H, et al. Breath-, air-and surface-borne SARS-CoV-2 in hospitals. *J Aerosol Sci.* 2021;**152**:1-8. PMID: 33078030
105. Chia PY, Coleman KK, Tan YK, Ong SWX, Gum M, Lau SK, et al. Detection of air and surface contamination by SARS-CoV-2 in hospital rooms of infected patients. *Nat Commun*. 2020;**11**(1):1-7. PMID: 32472043 DOI: 10.1038/s41467-020-16670-2
106. Ong SWX, Tan YK, Coleman KK, Tan BH, Leo Y-S, Wang DL, et al. Lack of viable SARS-CoV-2 among PCR-positive air samples from hospital rooms and community isolation facilities. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2021;**42**(11):1327-32. PMID: 33487210 DOI: 10.1017/ice.2021.8
107. Rahmani AR, Leili M, Azarian G, Poormohammadi A. Sampling and detection of corona viruses in air: A mini review. *Sci Total Environ*. 2020;**740**:1-8. PMID: 32554029 DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.140207
108. Alexandersen S, Zhang Z, Reid SM, Hutchings GH, Donaldson AI. Quantities of infectious virus and viral RNA recovered from sheep and cattle experimentally infected with foot-and-mouth disease virus O UK 2001. *J Gen Virol*. 2002;**83**(8):1915–23. PMID: 12124455 DOI: 10.1099/0022-1317-83-8-1915
109. Casanova LM, Jeon S, Rutala WA, Weber DJ, Sobsey MD. Effects of air temperature and relative humidity on coronavirus survival on surfaces. *Appl Environ Microbiol.* 2010;**76**(9):2712-7. PMID: 20228108 DOI: 10.1128/ AEM.02291-09
110. Hui DS, Memish ZA, Zumla A. Severe acute respiratory syndrome vs. The Middle East respiratory syndrome. *Curr Opin Pulm Med.* 2014;**20**(3):233–41. PMID: 24626235 DOI: 10.1097/MCP.0000000000000046
111. Azhar EI, Hashem AM, El-Kafrawy SA, Sohrab SS , Aburizaiza AS, Farraj SA, et al. Detection of the Middle East respiratory syndrome coronavirus genome in an air sample originating from a camel barn owned by an infected patient. *Mbio*. 2014;**5**(4):1-4. PMID: 25053787 DOI: 10.1128/mBio.01450-14
112. Lednicky JA, Lauzard M, Fan ZH, Jutla A, Tilly TB, Gangwar M, et al. Viable SARS-CoV-2 in the air of a hospital room with COVID-19 patients. *Int J Infect Dis*. 2020;**100**:476-82. PMID: 32949774 DOI: 10.1016/j.ijid.2020.09.025
113. Faridi S, Niazi S, Sadeghi K, Naddafi K, Yavarian J, Shamsipour M ,et al. A field indoor air measurement of SARS-CoV-2 in the patient rooms of the largest hospital in Iran. *Sci Total Environ.* 2020;**725**:1-5. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.138401
114. Masoumbeigi H, Ghanizadeh G, Arfaei RY, Heydari S ,Goodarzi H, Sari RD, et al. Investigation of hospital indoor air quality for the presence of SARS-Cov-2. *J Environ Health Sci Eng.* 2020;**18**(2):1259-63. PMID: 33014385 DOI: 10.1007/s40201-020-00543-3
115. López JH, Romo ÁS, Molina DC, Hernández GÁ, Cureño ÁBG, Acosta MA, et al. Detection of Sars-Cov-2 in the air of two hospitals in Hermosillo, Sonora, México, utilizing a low-cost environmental monitoring system. *Int J Infect Dis*. 2021;**102**:478-82. DOI: 10.1016/j.ijid.2020.10.089
116. Lei H, Ye F, Liu X, Huang Z, Ling S, Jiang Z, et al. SARS-CoV-2 environmental contamination associated with persistently infected COVID-19 patients. *Influenza Other Respir Viruses*. 2020;**14**(6):688-699. PMID: 32578948 DOI: 10.1111/irv.12783
117. Di Carlo P, Chiacchiaretta P, Sinjari B, Aruffo E, Stuppia L, De Laurenzi V, et al. Air and surface measurements of SARS-CoV-2 inside a bus during normal operation. *Plos One.* 2020;**15**(11):1-7. DOI: 10.1371/journal.pone.0235943
118. Yarahmadi R, Bokharaei-Salim F, Soleimani-Alyar S, Moridi P, Moradi-Moghaddam O, Niakan-Lahiji M, et al. Occupational exposure of health care personnel to SARS-CoV-2 particles in the intensive care unit of Tehran hospital. *Int J Environ Sci Technol (Tehran).* 2021;**18**(12):3739-46. PMID: 33552192 DOI: 10.1007/s13762-020-03095-z
119. Munoz-Price LS, Rivera F, Ledeboer N. Air contamination of households versus hospital inpatient rooms occupied by SARS-CoV-2 positive patients. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2022;**43**(2):248-52. PMID: 33536089 DOI: 10.1017/ice.2021.45
120. Robotto A, Quaglino P, Lembo D, Morello M, Brizio E, Bardi L, et al. SARS-CoV-2 and indoor/outdoor air samples: a methodological approach to have consistent and comparable results. *Environ Res*. 2021;**195**:1-7. PMID: 33556355 DOI: 10.1016/j.envres.2021.110847

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]

121. Artenstein MS. Air sampling in viral respiratory disease. *Arch Environ Health.* 1964;9(1):58–60.
122. Bailey ES, Choi JY, Zemke J, Yondon M, Gray GC. Molecular surveillance of respiratory viruses with bioaerosol sampling in an airport. *Trop Dis Travel Med Vaccines.* 2018;**4**(1):1-5. PMID: 30237898 DOI: 10.1186/s40794-018-0071-7
123. Ding Z, Qian H, Xu B, Huang Y, Miao T, Yen HL, et al. Toilets dominate environmental detection of severe acute respiratory syndrome coronavirus 2 in a hospital. *Sci Total Environ*. 2021;**753**:1-8. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020. 141710.
124. Zhao Y, Aarmink A, Wang W, Fabri T, PW GK, de Jong MC. Airborne virus sampling-efficiencies of samplers and their detection limits for infectious bursal disease virus (IBDV). *Ann Agric Environ Med*. 2014;21(3) 464-71. DOI: 10.5604/12321966.1120585
125. Liu Y, Ning Z, Chen Y, Guo M, Liu Y, Gali NK, et al. Aerodynamic analysis of SARS-CoV-2 in two Wuhan hospitals. *Nature*. 2020;**582**(7813):557-60 .DOI: 10.1038/s41586-020-2271-3
126. Kim SH, Chang SY, Sung M, Park JH, Bin Kim H, Lee H ,et al. Extensive viable Middle East respiratory syndrome (MERS) coronavirus contamination in air and surrounding environment in MERS isolation wards. *Clin Infect Dis*. 2016;**63**(3):363-9. PMID: 27090992 DOI: 10.1093/cid/ ciw239

[Downloaded from johe.umsha.ac.ir on 2026-11-08]

[DOI: 10.52547/johe.9.2.70]